



Esta obra está bajo una [Licencia
Creative Commons Atribución-
NoComercial-CompartirIgual 2.5 Perú](http://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/2.5/pe/).

Vea una copia de esta licencia en
<http://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/2.5/pe/>

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN-TARAPOTO

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

DEPARTAMENTO ACADÉMICO AGROSILVO PASTORIL

ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE AGRONOMÍA



TESIS:

**“EFECTO DE NIVELES DE ÁREA FOLIAR Y DOSIS DE ÁCIDO
INDOLBUTÍRICO EN EL ENRAIZAMIENTO DE CAOBA (*Swietenia
macrophylla* G. King.) EN CÁMARAS DE SUBIRRIGACIÓN”**

PRESENTADO POR EL BACH:

CARLOS GRONERTH VALDIVIESO

PARA OPTAR EL TÍTULO DE INGENIERO AGRÓNOMO

TARAPOTO – PERÚ

2009

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN-TARAPOTO

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

DEPARTAMENTO ACADÉMICO AGROSILVO PASTORIL

ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE AGRONOMÍA

ÁREA DE MEJORAMIENTO Y PROTECCIÓN DE CULTIVOS

TESIS:

**“EFECTO DE NIVELES DE ÁREA FOLIAR Y DOSIS DE ÁCIDO
INDOLBUTÍRICO EN EL ENRAIZAMIENTO DE CAOBA (*Swietenia
macrophylla* G. King.) EN CÁMARAS DE SUBIRRIGACIÓN”**

**PRESENTADO POR EL BACH:
CARLOS GRONERTH VALDIVIESO**

MIEMBROS DEL JURADO



Ing. M.Sc. Jorge Sánchez Ríos

Presidente



Ing. Dr. Jaime Walter Alvarado Ramírez

Miembro



Ing. Segundo Darío Maldonado Vásquez

Miembro



Ing. M.Sc. Guillermo Vásquez Ramírez

Asesor

DEDICATORIA

Doy gracias a Dios

Por las bendiciones que he recibido

Con mucho cariño A
mis abuelos Carlos Y
Sergia por su apoyo
Material y moral.

A mi esposa Adelina por su
Apoyo moral y a mi hija
Silvana por su cariño

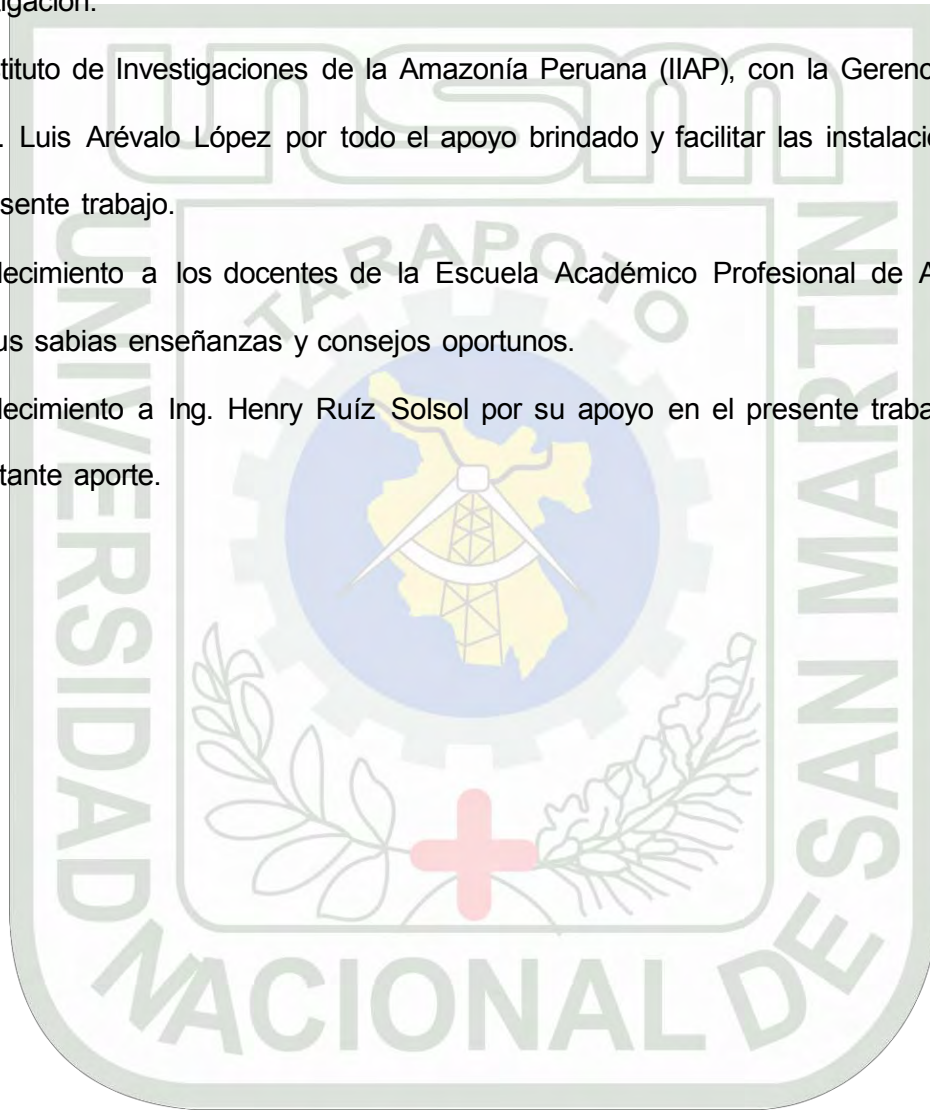
A mi madre Mery y
Hermano Rolando
Por su aliento permanente

Carlos



AGRADECIMIENTO

- Al Ing. M Sc. Guillermo Vásquez Ramírez, asesor del presente trabajo de investigación.
- Al Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), con la Gerencia del Ing. M Sc. Luis Arévalo López por todo el apoyo brindado y facilitar las instalaciones para el presente trabajo.
- Agradecimiento a los docentes de la Escuela Académico Profesional de Agronomía por sus sabias enseñanzas y consejos oportunos.
- Agradecimiento a Ing. Henry Ruíz Solsol por su apoyo en el presente trabajo con su importante aporte.



INDICE

	Página
I. INTRODUCCIÓN.....	01
II. OBJETIVOS.....	03
III. REVISIÓN DE LITERATURA.....	04
3.1. Generalidades de la especie en estudio.....	04
3.1.2. Clasificación botánica.....	04
3.1.3. Descripción morfológica.....	04
3.2. Sistemas de propagación.....	06
3.2.1. Propagación sexual.....	06
3.2.2. Propagación asexual.....	07
3.3. Propagación vegetativa a través de estacas.....	10
3.3.1. Bases fisiológicas de la propagación vegetativa a través de estacas.....	14
3.3.2. Factores abióticos que condicionan el enraizamiento de estacas.....	20
3.3.2.1. Efecto de la luz.....	20
3.3.2.2. Efecto de la temperatura ambiental.....	23
3.3.2.3. Efecto del medio de enraizamiento.....	25
3.3.2.4. Efecto de la humedad relativa.....	28
3.3.2.5. Efecto de reguladores de crecimiento.....	31
3.3.3. Factores bióticos que condicionan el enraizamiento de estacas.....	38
3.3.3.1. Edad de la planta madre.....	38

3.3.3.2. Sección de la planta madre para la obtención de estacas.....	38
3.3.3.3. Superficie foliar de la estaca.....	40
3.4. Sistemas y estructuras para propagación.....	42
3.4.1. Sistema con aspersión.....	43
3.4.2. Sistema sin aspersión.....	45
IV. MATERIALES Y METODOS.....	49
4.1. Materiales.....	49
4.1.1. Ubicación del campo experimental.....	49
4.1.2. Condiciones climáticas.....	49
4.1.3. Cámara de enraizamiento.....	50
4.1.4. Características del área de propagación.....	51
4.2. Métodos.....	51
4.2.1. Evaluación del enraizamiento (%).....	51
4.2.2. Evaluación del número de raíces.....	51
4.2.3. Evaluación de longitud de raíz mayor (cm).....	52
4.2.4. Evaluación de brotamiento (%).....	52
4.3. Componentes en estudio.....	52
4.3.1. Material vegetativo.....	52
4.3.2. Factores y niveles en estudio.....	53
4.3.3. Tratamientos en estudio.....	53
4.4. Diseño experimental.....	54
4.4.1. Modelo aditivo lineal.....	55
4.4.2. Análisis de varianza.....	56

4.5. Características de las unidades experimentales.....	56
4.6. Procedimiento experimental.....	57
4.6.1. Construcción e implementación de la infraestructura de propagación.....	57
4.6.2. Construcción e implementación del propagador de subirrigación.....	57
4.6.5. Preparación de estacas.....	58
4.6.6. Tratamiento hormonal de estacas.....	58
4.6.7. Establecimiento de las estacas en el propagador, etiquetado.....	59
4.6.8. Instalación de equipos de mediciones ambientales.....	59
4.6.9. Manejo de los propagadores de subirrigación.....	60
4.6.10. Trasplante del material enraizado.....	60
4.6.11. Aclimatación del medio.....	61
V. RESULTADOS	62
5.1. Porcentaje de enraizamiento.....	62
5.2. Número de raíces.....	64
5.3. Longitud de raíz mayor (cm).....	66
5.4. Porcentaje de brotación.....	68
VI. DISCUSIONES.....	70
VII. CONCLUSIONES.....	83
VIII. RECOMENDACIONES.....	84
IX. RESUMEN.....	85
X. SUMMARY.....	86



INDICE DE CUADROS

Cuadro	Página
1. Datos climáticos de marzo a mayo del 2009, correspondiente al periodo experimental.....	49
2. Condiciones microclimáticas dentro de la cámara de subirrigación durante el desarrollo del experimento, IIAP, Tarapoto.....	50
3. Descripción de los tratamientos en estudio.....	53
4. Esquema del análisis de varianza.....	56
5. Análisis de variancia del porcentaje de enraizamiento evaluado a los 60 días. Datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$	62
6. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto principal Área foliar (A) y dosis de ácido indolbutírico (B) correspondiente al porcentaje de enraizamiento evaluados a los 60 días..	62
7. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para los efectos principales (A) y (B) en el porcentaje de enraizamiento evaluado a los 60 días.....	63
8. Análisis de varianza del número de raíces por estacas evaluado a los 60 días. Datos transformados $\sqrt{x+1}$	64
9. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto principal Área foliar (A) y dosis de ácido indolbutírico (B) correspondiente al número de raíces por estaca evaluado a los 60 días.....	65
10. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para los efectos principales (A) y (B) en el número de raíces por estaca evaluado a los 60	

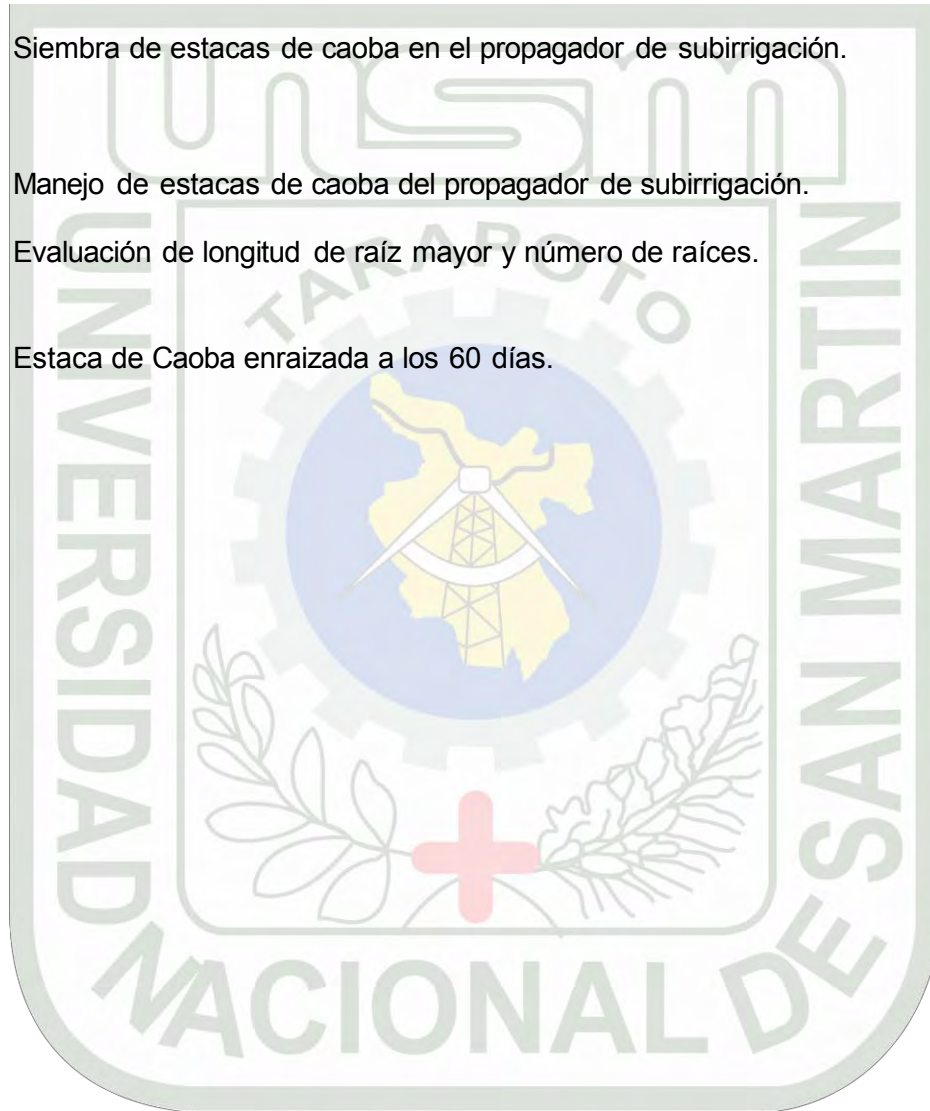
	días.....	65
11.	Análisis de variancia de longitud de raíz mayor evaluado a los 60 días.....	66
12.	Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto principal Área foliar (A) y Dosis de ácido indolbutírico (B) correspondiente a longitud de raíces mayor (cm) evaluados a los 60 días.....	67
13.	Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para los efectos principales (A) y (B) para longitud de raíz mayor evaluado a los 60 días.	67
14.	Análisis de variancia del porcentaje de brotación evaluado a los 60 días. Datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$	68
15.	Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto principal Área foliar (A) y dosis de ácido indolbutírico (B) correspondiente al porcentaje de brotación evaluados a los 60 días.....	68
16.	Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para los efectos principales (A) y (B) en el porcentaje de brotación evaluado a los 60 días...	69
17.	Datos promedios de humedad relativa, intensidad lumínica, temperatura del aire y del sustrato dentro del propagador de subirrigación durante 5 días de establecido el ensayo de estacas de <i>Swietenia macrophylla</i> .	

INDICE DE FIGURAS

Figura		Página
1.	Diagrama de dispersión entre dosis de ácido indolbutírico (AIB) y porcentaje de enraizamiento con una curva de ajuste que aproxima la relación entre estas variables.....	63
2.	Efecto de niveles de área foliar y dosis de ácido indolbutírico sobre el porcentaje de enraizamiento de estacas de <i>Swietenia macrophylla</i> evaluados a veinte días en propagadores de subirrigación.....	64
3.	Efecto de niveles de área foliar y dosis de ácido indolbutírico sobre el número de raíces por estacas de <i>Swietenia macrophylla</i> evaluados a veinte días en propagadores de subirrigación.....	66
4.	Variaciones en la humedad relativa dentro del propagador de subirrigación por un periodo de cinco días.....	
5.	Variaciones en la irradiación (intensidad lumínica) bajo una malla sombreadora de 20% traspaso de luz dentro del propagador de subirrigación por un periodo de cinco días.	
6.	Variaciones en la temperatura del aire y del sustrato bajo una malla sombreadora de 20% traspaso de luz dentro del propagador de subirrigación por un periodo de cinco días.	
7.	Propagador de subirrigación sencillo y económico que ha probado efectividad en el enraizamiento de estacas juveniles de especies	

tropicales.

8. Implementación del propagador de subirrigación.
9. Preparación de estacas de caoba.
10. Tratamiento hormonal de estacas de caoba
11. Siembra de estacas de caoba en el propagador de subirrigación.
12. Manejo de estacas de caoba del propagador de subirrigación.
13. Evaluación de longitud de raíz mayor y número de raíces.
14. Estaca de Caoba enraizada a los 60 días.



I. INTRODUCCIÓN

La caoba (*Swietenia macrophylla* G. King.) es un árbol de gran tamaño, alcanzando más de 30 m de altura y 15 m de diámetro de en el tronco, conocida como el “oro rojo” por su alto valor comercial, es la especie más buscada en el mercado internacional. Actualmente se encuentra amenazada por la tala ilegal y sobre explotación, de continuar la situación actual se estima que dentro de diez años la caoba peruana estará comercialmente extinta. Las poblaciones naturales de caoba se encuentran actualmente fraccionadas y aisladas, lo cual está produciendo una pérdida en la calidad genética de la especie; por ello tenemos que asegurar la supervivencia de un número mínimo de individuos de caoba para que tenga posibilidad de recuperarse (Proyecto UNALM-OIMT PD, 2007). En consecuencia, menor disponibilidad de rodales naturales y semillas limitaría la producción de plántones en la calidad y cantidad necesaria para asistir iniciativas de reforestación.

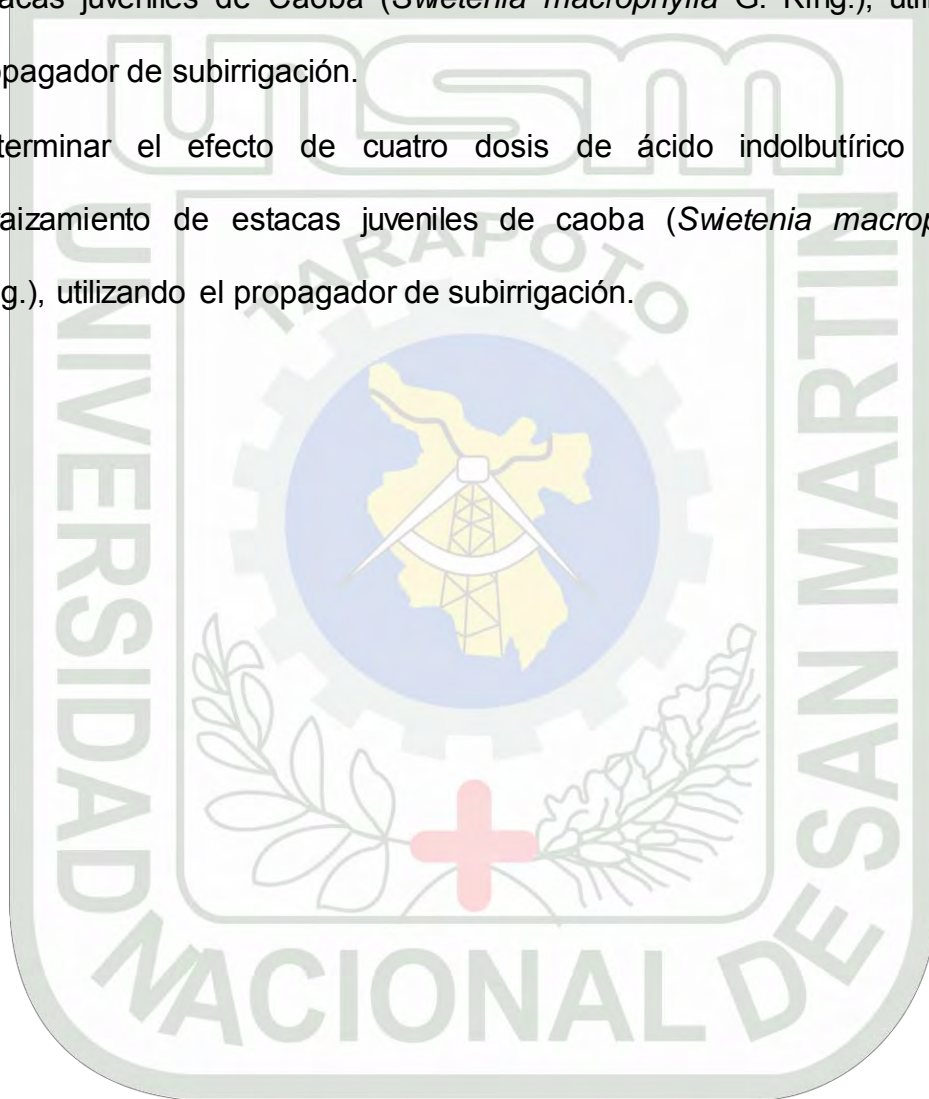
Generar una tecnología de propagación vegetativa para caoba mediante el enraizamiento de estacas juveniles, empleando bajos insumos, evitará la dependencia por semillas botánicas provenientes de poblaciones naturales de procedencia desconocida, debido a que el material vegetativo permite crear árboles de crecimiento ortotrópico (similar al árbol de origen) permitiendo ampliar el horizonte de la domesticación de la especie y resultando una oferta sostenible de semilla vegetativa, con más futuro productivo de las plantaciones de caoba.

El éxito de enraizamiento de estacas depende de gran cantidad de factores, relacionadas con la minimización del déficit hídrico en las estacas, la optimización de la fotosíntesis durante el proceso de propagación, así como la utilización de sustratos adecuados y reguladores de crecimiento que favorezcan la iniciación y desarrollo de las raíces (HARTMANN y KESTER, 1983; LOACH, 1988; LEAKEY *et. al.*, 1990; MESÉN 1993). Además, estos también se ven afectados por factores ambientales, como radiación solar, humedad relativa y temperatura durante el proceso de propagación (LEAKEY *et. al.*, 1990; DICK y DEWAR, 1992; MESÉN, 1993).

En tal sentido considerando la importancia de la especie y el hecho que aún no existan resultados satisfactorios para su enraizamiento, planteamos definir la característica de la estaca más apropiada para su enraizamiento, haciendo uso del ácido indolbutírico y de una tecnología sencilla y económica como es la utilización del propagador de subirrigación. La hipótesis del estudio es que al menos un nivel de área foliar y una dosis de ácido indolbutírico tendrá un mejor efecto en el éxito del enraizamiento de estacas juveniles de caoba.

II. OBJETIVOS

- 2.1. Determinar el efecto de tres niveles de área foliar sobre el enraizamiento de estacas juveniles de Caoba (*Swietenia macrophylla* G. King.), utilizando el propagador de subirrigación.
- 2.2. Determinar el efecto de cuatro dosis de ácido indolbutírico sobre el enraizamiento de estacas juveniles de caoba (*Swietenia macrophylla* G. King.), utilizando el propagador de subirrigación.



III. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

3. Generalidades de la especie en estudio

3.1.1. Clasificación botánica

La caoba se clasifica de la siguiente manera según (CCT 2000).

Reino	:	Plantae
Sub reino	:	Fanerógamas
División	:	Angiospermas
Clase	:	Dicotyledoneae
Subclase	:	Archichlamydeae
Orden	:	Rutales
Familia	:	Meliaceae
Género	:	<i>Swietenia</i>
Especie	:	<i>macrophylla</i> G.King.

3.1.2. Descripción morfológica

3.1.2.1. Árbol. De gran tamaño, de 30 a 60 metros de altura con fuste limpio hasta los 25 metros de altura, los árboles adultos miden entre 75 a 350 cm. a la altura del pecho (AGUILAR ,1992).

3.1.2.2. Copa. Con diámetro de 14 m (GONZÁLES, 1991). Presenta ramitas gruesas de color castaño con muchos puntos levantados ó lenticelas (SALAS ,1993).

3.1.2.3. Fuste. Recto, libre de ramas de buena proporción, bastante cilíndrico (HERRERA, 1996), los contrafuertes pueden tener una altura de más de 4 metros (AGUILAR, 1992).

3.1.2.4. Corteza. Externa color café rojizo oscuro con muchas fisuras profundas a lo largo del fuste, la corteza interna es de un color rosado rojizo hasta cafésáceo (AGUILAR, 1992). Sabor amargo (SALAS ,1993).

3.1.2.5. Hojas. Alternas grandes, paripinnadas alternas de 20 a 40 cm. de largo (SALAS, 1993) pecioladas, por tanto de 6 a 12 foliolos delgados oblicuamente lanceolados por lo regular de 8 a 15 cm. de largo y 2.5 a 7 cm. de ancho, acuminados en el ápice, agudos o muy oblicuos en la base (AGUILAR, 1992). Haz verde oscuro brillante, envés verde pálido (SALAS, 1993).

3.1.2.6. Flores. Colocadas sobre panículas de 10 a 20 cm. de largo o más, glabras; cáliz 2 a 2,5 mm de largo, lóbulos cortos, redondeados; 5 pétalos ovados de color blanco, 5 a 6 mm de

largo ,10 estambres formando un tubo cilíndrico con dientes agudos o acuminados (AGUILAR ,1992).

3.1.2.7. Fruto. Es una cápsula ovoide dehiscente, comúnmente de 6 a 25 cm. de largo y 2 a 12 cm. de diámetro, reducido hacia el ápice en punta, color pardo grisáceo, lisa o diminutamente verrugosa, con 4 y 5 valvas leñosas de 6 a 8 mm de grueso; cada cápsula contiene entre 45 a 70 semillas (PROSEFOR, 1997), esponjosas y frágiles (HERRERA, 1996).

3.1.2.8. Semillas. Sámaras, aladas, livianas, de 7.5 a 10.0 cm. de largo por 2.0 a 3.0 cm. de ancho, de color rojizo cafésáceo, sabor muy amargo (PROSEFOR, 1997).

3.2. Sistemas de propagación

La propagación de las plantas se lleva a cabo mediante dos formas fundamentales: la reproducción sexual y la multiplicación vía asexual, que presentan diversas modalidades de acuerdo a la aptitud y morfología de cada especie (ROCHA, 1998).

3.2.1. Propagación sexual

La propagación sexual o germinativa, se refiere a la propagación por medio de semillas, en la cual existe una recombinación genética de los

progenitores, logrando así la posibilidad de una variabilidad entre las nuevas plantas (HARTMANN y KESTER, 1996).

3.2.2. Propagación asexual

La reproducción asexual puede ser; a) por medio de partes vegetativas, como tubérculos, estacas, rizomas, estolones o bulbos; y b) por medio de semillas no fertilizadas o apomixia. Toda la progenie de una planta reproducida asexualmente es genéticamente igual, y constituye un clon. Todas las plantas que forman un clon son genéticamente iguales entre sí y con la planta madre (SEVILLA y HOLLE, 2004). Más específicamente, es posible porque cada célula que compone la planta contiene la información genética necesaria para generar otro individuo de similares características al del original, denominado clon (KAINS y MCQUESTEN *et al.*, 1993). Es probable que en algunos casos no se aprecien las características fenotípicas del individuo original, debido a que el nuevo individuo puede ser influenciado por la variación ambiental (ZOBEL y TALBERT, 1988), pero si es claro que el nuevo individuo es genéticamente idéntico al original.

La propagación vegetativa comprende división celular mitótica, vale decir que es aquella donde se produce una replicación del material genético (o del sistema cromosómico) y del citoplasma de la célula madre a las dos células hijas. Esta condición origina, posteriormente,

crecimiento y diferenciación de tejidos somáticos (HARTMANN y KESTER, 1996). Luego las plantas propagadas vegetativamente reproducen, por medio de la replicación del ADN, toda la información genética de la planta madre, por lo que las características de la planta individual se mantienen a través del tiempo en la propagación asexual o vegetativa (CABELLO, 2000).

Una de las características más significativas de la clonación se refiere a que todos los descendientes del clon tienen el mismo genotipo básico, por lo cual la población tiende a ser fenotípicamente muy uniforme. Por lo general, toda la progenie de un clon tiene el mismo aspecto, tamaño, época de floración, época de maduración, etc., haciendo con ello posible la estandarización de la producción y otros usos del cultivar (HARTMANN y KESTER, 1996).

Resumiendo, la importancia de la reproducción asexual radica en la posibilidad de propagar, a escala operativa, material genético de alto valor, asegurando rápidas ganancias genéticas debido a la selección y reproducción de genotipos individuales. Además, captura los componentes aditivos y no aditivos de la varianza genética, lo que permite producir masas uniformes y productivas (ZOBEL y TALBERT, 1988; SANTELICES, 1998). Sin embargo, entre las plantas de un clon

puede ocurrir variabilidad y cambios conducentes a la deterioración (ZOBEL y TALBERT, 1988; HARTMANN y KESTER, 1996).

Probablemente el deterioro de mayor importancia sea el efecto del ataque de agentes patógenos, principalmente virus y plagas (HARTMANN y KESTER, 1996). MACDONALD (1986), señala y agrega a éstos, la variación genética (mutaciones) como también principal fuente de variabilidad de las plantas de un clon.

Para ZOBEL y TALBERT (1988), la propagación vegetativa tiene ventajas desde el punto de vista investigativo, como lo son:

- a. La valoración genética del material vegetal, incluyendo estudios de interacción genotipo – ambiente.
- b. Determinación de la magnitud y control de los efectos ambientales comunes o efectos que prevalecen en algunas especies.
- c. Preservación de genotipos y complejos genéticos en bancos clonales y jardines de multiplicación para fines específicos.
- d. Reducción del ciclo reproductivo para acelerar los procesos y prueba de cruzamiento.

3.3. Propagación vegetativa a través de estacas

ROJAS *et al.*, (2004) manifiesta que la propagación por estacas consiste en cortar brotes, ramas o raíces de la planta, las cuales se colocan en una cama enraizadora, con el fin de lograr la emisión de raíces y brotación en la parte aérea, hasta obtener una nueva planta. O bien como cualquier porción de una planta (raíz, tallo, hoja) que es separada de ésta y que es inducida para que forme raíces (WELLS, 1979).

En la propagación vegetativa a través de estacas, se corta de la planta madre una porción de tallo, raíz u hoja, después de lo cual esa porción se coloca en condiciones ambientales favorables y se induce a que forme raíces y tallos, obteniéndose con ello una planta nueva, independiente, que en la mayoría de los casos es idéntica a la planta madre (HARTMANN y KESTER, 1996). Las estacas se dividen en tres grandes grupos, atendiendo a su origen: estacas de raíz, de tallo y de hojas. El método de propagación a través de estacas de tallo es el más importante (CUCULIZA, 1956; HARTMANN y KESTER, 1996).

La propagación vegetativa a través de estacas de tallo es el medio más importante y más utilizado en el mundo, en la propagación de árboles de interés forestal y arbustos ornamentales, tanto de especies caducas como de hoja ancha y siempre verdes de hoja angosta (como las coníferas, por ejemplo). Las estacas se usan, también, extensamente en la propagación

comercial en invernadero de muchos cultivos florales y su empleo es común en la propagación de diversas especies frutales (HARTMANN y KESTER, 1996).

Es un medio para alcanzar las mayores ganancias genéticas en el menor tiempo posible y es una alternativa muy utilizada para producir material masivamente incrementando la calidad y productividad de las plantaciones (LEAKEY *et al.*, 1982; MESÉN, 1998). Se considera un sistema apropiado de propagación si el enraizamiento está por encima del 70% (LEAKEY y MOHAMEMET, 1985). El uso de material juvenil para la propagación vegetativa ha demostrado ser el más eficiente en numerosos estudios realizados por el CATIE (LEAKEY *et al.*, 1990; DIAZ *et al.*, 1991a, b; MESÉN 1998). Según WELLS (1979), este método de propagación es uno de los más utilizados a nivel práctico y posee una gran importancia económica.

Son múltiples las razones y utilidades que este método de propagación puede presentar al momento de aplicarlo. Entre éstas se encuentra la mantención de clones a través del tiempo. Esta utilidad es particularmente importante en la propagación de árboles frutales, ornamentales y de importancia forestal (AWAD, 1993). La estaca proveniente de tallos tiene la ventaja de su fácil obtención y mayor disponibilidad de material, presentando resultados satisfactorios (PEREIRA, 2003).

Algunos factores pueden influenciar la propagación por estacas, entre ellas la posición de la estaca en la rama, por el grado de lignificación, cantidad de reservas y diferenciación de los tejidos, el tipo de sustrato, por sus características químicas y físicas, el genotipo, las condiciones fisiológicas de la planta madre y las condiciones ambientales, además que los resultados pueden ser mejorados con un tratamiento previo de las estacas con productos químicos, como los reguladores de crecimiento (HARTMANN *et al.*, 1996 citado por BASTOS 2006).

Es deseable que las estacas tengan muchas raíces, pero tres raíces bien ramificadas y distribuidas alrededor de las estacas son suficientes (LEAKEY, y MOHAMMED 1985 citado por GUTIERREZ, 2003).

El enraizamiento de estacas puede ser más óptimo al proporcionarle mejores condiciones como: a) químicamente por la aplicación de auxinas, reguladores de crecimiento, cofactores de enraizamiento y fungicidas, b) físicamente regulando la longitud de estaca, su área foliar, el corte de la base y c) ambientalmente manipulando el contenido de humedad y la humedad relativa, la luz, la temperatura y el medio de enraizamiento (LEAKEY y MOAMMED, 1985).

Estas estacas pueden clasificarse en varias categorías:

- a. Según la naturaleza del órgano separado (rama, brote, raíz, hoja, etc.).
- b. Según su estado (lignificado o herbáceo), una limitante para la utilización de estacas enraizadas ha sido su dependencia de la edad; los árboles jóvenes suelen enraizar con una rapidez mayor, pero es casi imposible enraizar los mismos árboles cuando están maduros (ZOBEL y TALBERT, 1988).
- c. Según la época en que se realice la operación (invierno, primavera, verano, otoño).
- d. Según los diversos tratamientos que puedan darse a la estaca (ZOBEL y TALBERT, 1988).

Según HARTMANN y KESTER (1996), a las estacas se les clasifica de acuerdo con la parte de la planta de que proceden como sigue:

Estacas de tallo

De madera dura

Siempre verdes de hoja angosta

De madera semidura

De madera suave

Herbáceas

Estacas de hoja

Estacas de hoja con yema

Estacas de raíz

Según MESÉN y VIQUEZ (2003), clasifican a las estacas según el objetivo de la plantación, el primero para el establecimiento de huertos clonales con la utilización de material fisiológicamente adulto, ya sea yema o espigas de la copa para injertación, estacas de la copa para enraizamiento, acodos de la copa, estacas leñosas o estacón y el segundo, la utilización de material fisiológicamente juvenil, el cual dará origen a un árbol de crecimiento normal similar al de una plántula de semilla conocidos como estacas juveniles, succulentas o estaquillas no lignificadas; el material juvenil se origina de rebrotes de tocones, de rebrotes o brotes basales de árboles en pie o de plántulas jóvenes, entre otros.

3.3.1. Bases fisiológicas de la propagación vegetativa a través de estacas

Según BOTTI (1999), la formación y el desarrollo de raíces a partir de estacas puede dividirse en cuatro etapas: inducción y diferenciación de un grupo de células meristemáticas (inicio de división celular); aumento de las divisiones celulares para formar los primordios iniciales (aún no

determinados); organización de estos grupos en primordios radiculares (cuando hay aproximadamente 1500 células en cada primordio inicial) y crecimiento, diferenciación y emergencia de las nuevas raíces, incluyendo la ruptura de tejidos superficiales para permitir su salida y la conexión vascular con los tejidos vasculares de la estaca.

Los tejidos de los tallos más susceptibles a formar primordios radicales son: epidermis, parénquima cortical, parénquima radial, cambium vascular y parénquima floemático (BOTTI, 1999).

Las raíces adventicias suelen originarse a partir de células que se dividen en la proximidad del floema de los vasos conductores, los cuales forman un callo del que se diferencian luego las raíces. Si se produce una herida en una planta herbácea, las células parenquimáticas próximas a la herida se desdiferencian y vuelven a dividirse para formar un callo cicatricial, el cual corresponde a un conjunto de células parenquimáticas en varios estados de lignificación. En los vegetales leñosos, el callo suele proceder del cambium, aunque también de la corteza y médula. Más tarde empiezan a aparecer en algunas células del callo diferenciaciones que conducen a un nuevo tejido: se forman, por ejemplo, puntos vegetativos caulinares o radicales y se establece la unión con los elementos conductores (STRASBURGER, 1994).

En la mayoría de las plantas, la formación de callo y de las raíces es independiente entre sí y cuando ocurren en forma simultánea es debido a su dependencia de condiciones internas y ambientales similares (HARTMANN y KESTER, 1996).

En especies leñosas perennes, en las cuales hay una o más capas de xilema y floema secundarios, en las estacas de tallo, usualmente se originan de células de parénquima vivientes, primordialmente en el xilema secundario joven, pero a veces lo hacen de otros tejidos como los radios vasculares, el cambium, el floema, las lenticelas o la médula (HARTMANN y KESTER, 1996).

GUTIERREZ (1997), señala que la formación de raíces depende de una serie de factores internos o endógenos, los que interactúan, en forma compleja, generando cambios en el metabolismo, la dediferenciación y el crecimiento.

El proceso de enraizamiento puede dividirse en cuatro fases: a) diferenciación de las células cercanas al anillo del tejido vascular, frecuentemente en células del parénquima cercana al xilema y floema inmaduro o secundario; b) la formación de células iniciales en las nuevas áreas meristemáticas; c) la organización de las células en los primordios radicales y d) crecimiento y emergencia. Los requerimientos

para la iniciación de las raíces están afectados por factores genéticos y estado fisiológico de la planta, mientras que la elongación de las raíces es más sensible a factores ambientales (LEAKEY, 1985 citado por GUTIÉRREZ, 2003).

Una buena iniciación del desarrollo radical adventicio, depende de la presencia en las estacas de cierto número de cofactores, que en combinación con las auxinas permiten que las estacas formen raíces (WEAVER, 1976). Un cofactor se puede definir como una sustancia natural con acción catalítica y reguladora del metabolismo, pero cuya acción no es suficiente por sí misma para determinar fenómenos de desarrollo (ROJAS, 1972 citado por MANSILLA, 2004).

El desarrollo vegetal está influenciado, entre otros factores, por diversas sustancias de síntesis natural, conocidas como hormonas, y otras sintéticas denominadas reguladores de crecimiento. Para distinguir entre hormonas vegetales y reguladoras del crecimiento, se puede decir que, todas las hormonas regulan el crecimiento, pero que no todos los reguladores del crecimiento son hormonas. De las fitohormonas (etileno, giberelinas, citoquininas, auxinas e inhibidores del crecimiento, como el ácido abscísico), las auxinas son los que tienen el mayor efecto sobre la formación de raíces (HARTMANN y KESTER, 1996).

Para explicar el proceso de inducción de raíces, existe la teoría de la rizocalina de BOUILLENE, la cual establece que un compuesto fenólico no específico (posiblemente dihidroxifenol) actúa como cofactor del enraizamiento. Este cofactor es producido en las hojas y yemas de la estaca y posteriormente translocado a la región del enraizamiento, donde en presencia de un factor no específico; que es translocado y que se encuentra en concentraciones bajas en los tejidos y de una enzima específica, localizada en las células de ciertos tejidos (polifenol-oxidasa), completan el complejo rizocalina, el cual actúa como estimulante de la rizogénesis (HARTMANN y KESTER et al., 1996; GUTIÉRREZ, 1997).

Es sabido que la presencia de hojas en las estacas ejerce una fuerte acción estimulante sobre la iniciación de raíces. Es probable que el fuerte efecto promotor de inducción de raíces que ejercen las hojas y yemas, se deba a otros factores más directos, dado que las yemas y hojas son poderosos productores de auxinas y los efectos se observan directamente debajo de ellas, ya que existe un transporte polar, del ápice a la base (HARTMANN y KESTER, 1996).

Las auxinas se sintetizan en las hojas y meristemos apicales, a partir del aminoácido triptófano y se mueven a través de células parenquimáticas, desde su lugar de formación hacia los haces

vasculares del tallo y; a diferencia de lo que ocurre con los azúcares, iones y otros solutos, que se transportan a través de los tubos cribosos del floema; este transporte, célula a célula, se caracteriza por ser más lento 1cm/hora en raíces y tallos; además, es un transporte polar, es decir, siempre basipétalo en el tallo (hacia la base) y en las raíces también es un transporte polar, pero en sentido acropétalo (hacia los ápices) (STRASBURGER, 1994).

Para el crecimiento de raíces, en general se requieren bajas concentraciones auxínicas (dependiendo de la especie y la edad de la planta), debido a que las células de los meristemos radicales contienen un nivel de auxinas, provenientes de la parte aérea, suficientes para una elongación normal; no así para la formación de raíces adventicias, en donde se requieren mayores concentraciones (SALISBURY y ROSS, 2000).

Las auxinas participan en la elongación celular y este puede ser descrito en dos procesos: aumentan la plasticidad de la pared celular y participan en reacciones que permiten el depósito de celulosa dentro de las paredes. Estos dos fenómenos se producen debido a que las microfibrillas de celulosa, orientadas inicialmente en ángulo recto al eje longitudinal de crecimiento, van modificando su ángulo de posición durante el crecimiento, para finalmente orientarlas casi paralelas a

dicho eje, lo que produce un estiramiento de la pared celular y por consiguiente un alargamiento de la célula. Además, las auxinas intervienen en el crecimiento del tallo, inhibición de yemas laterales, abscisión de hojas y de frutos, activación de las células del cambium y otras (SALISBURY y ROSS, 2000).

La iniciación de raíces en las estacas requiere de energía. Considerando que las sustancias lipídicas normalmente no son abundantes en los tallos, la degradación de carbohidratos se constituye probablemente en la única fuente de energía en la estacas para activar el proceso rizogénico, señalándose al almidón, cuando está presente, como la principal y posiblemente única fuente de energía para la iniciación y desarrollo del primordio radical (GUTIERREZ, 1997).

3.3.2. Factores abióticos que condicionan el enraizamiento de estacas

3.3.2.1. Efecto de la luz

La irradiación, el fotoperíodo y la calidad de luz, cuyas necesidades son variables según la especie, deben ser adecuadas para mantener una tasa fotosintética que garantice suficiente producción de carbohidratos para la sobrevivencia de las estacas y la iniciación radicular sin comprometer el vigor vegetativo de las estacas, las cuales son variables con las

especies (XAVIER, 2002 CITADO POR TORRES, 2003).
Entretanto se debe evitar que las estacas sean expuestas a incidencia directa de los rayos solares, a fin de evitar la quema de los tejidos más tiernos (IKEMORI, 1975; VALLE, 1978 citados por TORRES, 2003).

Un incremento en la irradiación ha sido asociado con una reducción en el potencial osmótica producto de una alta acumulación de solutos y la consecuente pérdida de agua, causando la reducción en el enraizamiento de las estacas. A su vez, un aumento en la irradiación eleva la presión de vapor en la hoja, reduce la presión de vapor en el aire y causa un incremento en la pérdida de agua por las estacas (LOACH, 1988 citado por NUÑEZ, 1997). El enraizamiento de las estacas con radiación solar por debajo del nivel óptimo está limitado por la carencia de carbohidratos y suministro de auxinas a la base de la estaca. Por encima del óptimo, es posible que exista demasiada concentración de carbohidratos, fotodestrucción de las auxinas, cambios en las relaciones de agua y concentración de sustancias promotoras o inhibidoras del crecimiento (HARTMANN y KESTER, 1996).

En todos los tipos de crecimiento y desarrollo de las plantas, la luz es de importancia primordial como fuente de energía para la fotosíntesis. En el enraizamiento de estacas, los productos de la fotosíntesis son importantes para la iniciación y crecimiento de las raíces. Los efectos pueden deberse a la intensidad (radiación), al fotoperíodo (longitud del día) y a la calidad de luz. Estos efectos pueden ser ejercidos ya sea en las plantas madres de las que se toma el material o en las estacas mismas durante el proceso de enraizamiento (DIRR y HEUSER, 1987; HARTMANN y KESTER, 1996). La duración y la intensidad de la luz son factores que deben ser considerados, ya que son fundamentales en la producción de hormonas o auxinas y en la fotosíntesis, básicamente en la formación de carbohidratos, y por lo tanto necesaria para la iniciación y formación de raíces y yemas en las estacas; (MACDONALD, 1986). En algunas especies el mayor porcentaje de enraizamiento se obtiene con fotoperíodos largos y de iluminación continua (HARTMANN y KESTER, 1996).

BRAUDEAU (1981), menciona que en la práctica, se cumplen las condiciones óptimas cuando las camas de enraizado están colocados bajo una sombra que deje pasar 25% de luz, al

tiempo que sólo de un 10 – 12% de la luz total incida sobre las ramas. Para el buen éxito es necesario que el grado de fotosíntesis exceda ligeramente al grado de respiración, pues de lo contrario sobreviene la muerte de las estacas por carencia de carbohidratos.

3.3.2.2. Efecto de la temperatura ambiental

Las temperaturas excesivas del aire tienden a estimular el desarrollo de las yemas con anticipación al desarrollo de las raíces y a aumentar la pérdida de agua por las hojas (HARTMANN y KESTER, 1996), hecho indeseable para la propagación, ocurre también el aumento de la transpiración, provocando necrosamiento (FACHINELO, 1986 citado por TORRES, 2003), aumentan la respiración de los tejidos, provocando un agotamiento de las reservas nutricionales mientras que bajas temperaturas reducen el proceso fotosintético (CARRERA, 1977 citado por TORRES, 2003), y disminuyen el metabolismo de las estacas, llevando a un mayor tiempo para el enraizamiento o, incluso aun, proporcionando condiciones inadecuadas para que ocurra desarrollo y crecimiento radicular (XAVIER, 2002 citado por TORRES, 2003). Debido a que las temperaturas dependen del

nivel de irradiación, el uso de sombra es una medida efectiva para prevenir un aumento en la temperatura del sustrato de enraizamiento y del aire que rodea las estacas (LEAKEY Y MESÉN, 1991 citado por NUÑEZ, 1997).

La temperatura ambiental óptima para el enraizamiento varía según la especie (HARTMANN y KESTER, 1996). BOTTI (1999), señala que la mayoría de las especies requieren rangos diurnos de 20 a 27 °C, mientras (HARTMANN y KESTER, 1996) restringen el rango de 21 a 27 °C. La temperatura nocturna ideal debe estar alrededor de los 15 °C (HARTMANN y KESTER, 1996; BOTTI, 1999).

Muchas especies logran mayores porcentajes de enraizamiento y en menor tiempo cuando la temperatura del sustrato se mantiene entre 25 °C y 28 °C en los primeros 15 a 20 días, para luego disminuirla a 18 °C y 20 °C. Esta condición puede llegar a ser decisiva en el proceso de enraizamiento para algunas especies vegetales (BOTTI, 1999). Pero no siempre existen los medios económicos para poder implementar camas calientes. EVANS, 1952 citado por HENRIQUEZ (2004), menciona que la temperatura del aire debe mantenerse entre 27 °C y 29 °C y no pasar de 30°C.

3.3.2.3. Efecto del medio de enraizamiento

El factor más importante asociado con el medio de enraizamiento es la aireación (GUTIERREZ, 2003). Según (HAISSIG, 1986 citado por NUÑEZ, 1997), la relación entre aire y agua en el medio de enraizamiento juega un papel importante en el éxito de la macropropagación, al influir en la disponibilidad de oxígeno que pueda haber en la base de la estaca, donde las raíces son formadas. Una atmósfera de suelo saturada, particularmente cuando carece de oxígeno, favorece la pudrición; un riego deficiente, y una concentración de oxígeno en el suelo muy alta conduce a la formación de callo en la base de la estaca y, en general, el crecimiento radical lento. Por todo esto, es importante la selección correcta de los medios de enraizamiento (EVANS, 1951 CITADO POR LEAL ET AL., 1994).

AVANZATO Y CHERUBINE, 1993 citados por PEREIRA (2003), mencionan que el tamaño de las partículas también interfiere en el enraizamiento de las estacas; trabajando con sustratos de perlita de diferentes granulometrías obtuvieron resultados significativamente superiores con mayor granulometría. Tal hecho está asociado con la mayor

capacidad de retención de agua por la perlita de granulometría fina en detrimento de la aireación. En un estudio realizado en *Cryptomeria japonica*, el número de raíces por estacas estuvo inversamente relacionado con el contenido volumétrico de agua en el medio, sugiriendo que el exceso de agua actúa como barrera para la difusión del oxígeno (LOACH, 1986 citado por NUÑEZ, 1997).

El medio de enraizamiento puede afectar el tipo de sistema radical que se originan de las estacas. Las estacas de algunas especies si se hacen enraizar en arena, producen raíces largas, no ramificadas, gruesas y quebradizas, pero cuando enraízan en una mezcla como arena y musgo turboso, o de perlita y musgo turboso, desarrollan raíces bien ramificadas, delgadas y flexibles, de un tipo más apropiado para extraer y volver a plantar (HARTMANN y KESTER, 1996).

SALISBURY, 1991 citado por HENRIQUEZ (2004), señala que el crecimiento y morfología de las raíces sigue un control genético, pero también influye su entorno edáfico; en este mismo sentido FITTER (1996) citado por HENRIQUEZ (2004), señala que existen varios factores asociados al suelo como la humedad, que modifican el área de la superficie de la raíz, su sobrevivencia y desarrollo, ya que al parecer tiene un efecto

en el alargamiento de las raíces, pero no en su diferenciación; además, afirma que varios factores como el nivel de oxígeno y textura del suelo, concentración de dióxido de carbono, luz y reguladores de crecimiento, también parecen ser importantes.

El sustrato de propagación debe cumplir tres funciones muy importante para el éxito del proceso: sujetar las estacas, mantener la humedad y permitir el intercambio de gases (HARTMANN y KESTER, 1996; BOTTI, 1999). Por lo tanto, cualquier material o mezcla de materiales que se utilice debe permitir una buena retención de agua (sin acumularla excesivamente) y una aireación que permita un contenido de oxígeno adecuado para la respiración de los tejidos sometidos a la producción de nuevas raíces (BOTTI, 1999). También debe poseer un buen drenaje y estar libre de microorganismos (PEATE, 1989). Además, debe contener un escaso contenido de materia orgánica (SANDOVAL, 1997), con una densidad aparente baja, para facilitar su mezcla, manipulación, traslado y trasplante (JAMES, 1986). El sustrato tiene un efecto importante en el éxito del enraizamiento y debe ser considerado como parte integral de cualquier sistema de propagación. Un buen sustrato combina una buena aireación

con alta capacidad de retención de agua, buen drenaje y libre de agentes contaminantes.

MESÉN (1998), menciona que en estudios realizados en el CATIE, han empleado sustratos fáciles de conseguir, generalmente grava fina, arena, aserrín descompuesto y mezclas de estos materiales. La arena fina en general ha dado buenos resultados con la mayoría de las especies.

LONGMAN, 1993 citado por MESÉN (1998), indica que cuando se utilizan propagadores de subirrigación no se debe aplicar fertilizantes al sustrato ya que la iniciación de las raíces es un proceso interno, controlado hormonalmente, que no es afectado por el nivel nutricional del sustrato; además el uso de fertilizantes puede estimular el crecimiento de algas y musgos en la superficie del medio.

3.3.2.4. Efecto de la humedad relativa

En la atmósfera seca, hay un aumento en la evapotranspiración y las estacas pueden desecarse. Se precisa entonces una humedad relativa del aire alta en los comienzos del enraizado para reducir la evapotranspiración y evitar el marchitamiento de los propágulos (DÍAZ, 1991) ya

que las hojas son en extremo sensible a cualquier pérdida de agua por evaporación, pérdida que no puede ser compensada con una absorción de agua por la parte baja de la estaca aunque esta esté sumergida en el agua: los vasos conductores están, en efecto, parcialmente bloqueados por los mucílagos y los productos de oxidación que se forman en la superficie de corte (BRAUDEAU, 1981). La pérdida de agua es una de las principales causas de muerte de estacas antes de la formación de raíces, pues para que haya división celular, es necesario que las células del tejido de la estaca deban estar turgentes. Por tanto, el potencial de pérdida de agua en una estaca es muy grande, sea a través de las hojas o de las brotaciones en desarrollo, considerando que las raíces aun no están formadas. Eso se ve agravado cuando se trabaja con especies que exigen largo tiempo para formar raíces y cuando se utilizan estacas con hojas y/o de consistencia herbácea (NORBERTO, 1999 citado por TORRES, 2003).

La humedad alrededor de las estacas tiene influencia en el estatus hídrico; la mayoría de los sistemas de propagación tienden a mantener un alto grado de saturación en la atmósfera a través del uso de coberturas de polietileno o a través del suministro de agua en minúsculas gotas, o aun, a

través de la combinación de ambos métodos (MALAVASI, 1994 citado por TORRES, 2003). El efecto más inmediato que se atribuye al déficit hídrico sobre la capacidad para enraizar, es el cierre estomático. Esto afecta la ganancia de carbohidratos por medio de la fotosíntesis, al reducir la difusión de dióxido de carbono a los cloroplastos. A su vez, relaciona el cierre estomático causado por deficiencia de agua, con el aumento en el contenido del ABA (ácido abscísico), el cual ha sido considerado un inhibidor del enraizamiento (LOACH, 1988 citado por NUÑEZ, 1997).

Es de gran importancia que las condiciones ambientales de temperatura y humedad en el sector de propagación puedan ser controladas, manteniéndolas dentro de los rangos adecuados (BOTTI, 1999). La humedad debe mantenerse alta; entre 70 y 80% aproximadamente para evitar la deshidratación del material vegetal, especialmente en el caso de estacas verdes o herbáceas. Para ello es indispensable el empleo de boquillas con riego fino intermitente (mist) o incluso un equipo que entregue niebla fina (nebulizado) cada vez que la humedad ambiental disminuya en el invernadero, de esta forma se mantiene la humedad adecuada del sustrato y se humedecen las hojas de las estacas, reduciendo a la vez la

temperatura del medio y la transpiración de las estacas (DIRR y HEUSER, 1987; HARTMANN y KESTER, 1996; BOTTI, 1999). La humedad relativa debe ser muy alta, cercana al 100%, para reducir la transpiración y asegurar la turgencia de las células de la hoja.

3.3.2.5. Efecto de reguladores de crecimiento

Existe cierto número de compuestos sintéticos que cuando son introducidos en la planta con frecuencia producen resultados similares a aquellos causados por las hormonas que ocurren naturalmente. Estos compuestos han sido denominados “Reguladores de Crecimiento Vegetal” o Fitorreguladores y no pueden ser llamadas hormonas (BARCELLÓ, 1992; citado por FANEGO, 2006).

Las auxinas, ha sido bien documentado el efecto que tienen las mismas en promover el desarrollo de raíces adventicias en la base de la estaca, por medio de la capacidad de promover la iniciación de primordios radicales y de transportar carbohidratos y cofactores a la base de la estaca (LEAKEY ET AL., 1982 citados por NUÑEZ, 1997).

Existe un efecto directo de las auxinas en cuanto a la división celular y la elongación, así como en un aumento en el transporte de carbohidratos y cofactores foliares a la base de la estaca, donde se llega a promover el desarrollo y formación del primordio inicial (HAISSIG, 1974 citado por NUÑEZ, 1997).

El transporte de las auxinas es en forma polar, quiere decir que en el tallo se dará en dirección basípeta y en la raíz en dirección acrópeta (BARCELLÓ, 1992; FANEGO, 2006). El transporte polar ocurre por la diferencia del potencial hídrico del tallo, el cual es positivo en la base y negativo en el ápice, como el IAA es un ácido que resulta ser electronegativo, es repelido por las células apicales y atraído por las basales (VALDÉS, 2001; citado por FANEGO, 2006). El movimiento ocurre normalmente en los tejidos como un todo a través de las células, más bien que usando conductos del xilema y del floema. Presumiblemente el proceso de transporte implique una interacción entre el AIA y la membrana plasmática de las células de las plantas (FANEGO, 2006).

La acción auxínica parece ser muy particular y se ejercería fundamentalmente en dos etapas: en la primera, el efecto es de estimulación del crecimiento, pero la duración del efecto

estimulante se acorta progresivamente con el aumento de la concentración. Ello termina por provocar una inhibición que es la que caracteriza la segunda etapa. El agente responsable sería el etileno, cuya síntesis es estimulada cuando la concentración de la auxina aumenta (SIVORI, 1980 citado por MANSILLA, 2004).

HARTMANN y KESTER (1996) indican que el propósito de tratar las estacas con reguladores de crecimiento es aumentar el porcentaje de enraizamiento, reducir el tiempo de iniciación de raíces y mejorar la calidad del sistema radical formado.

Las auxinas mejoran el transporte y la producción de la sacarosa en las hojas, que es uno de los factores que más ayudan al enraizamiento, por ser una fuente de carbono (JARVIS, 1986).

Las auxinas pueden ser aplicadas de varias formas, pero en general, los métodos más utilizados son la aplicación en mezclas con talco neutro, la inmersión rápida en soluciones concentradas (quick dip), remojo en soluciones acuosas diluidas y, exclusivamente para fines experimentales, la aplicación con microjeringas (MESÉN, 1998). La técnica de

inmersión rápida consiste en introducir la base de la estaca en una solución concentrada de la auxina por pocos segundos e insertar inmediatamente la estaca en el medio de propagación, si es en solución de alcohol, hay que evaporarlo antes de introducirlo (MESÉN, 1998). El método de tratamiento con solución concentrada tiene varias ventajas respecto a otros; elimina la necesidad de disponer de equipos para remojar las estacas y después volverlas a manejar para insertarlas en el medio de enraíce. Además, es muy probable que se obtengan resultados más uniformes debido a que las condiciones circundantes no influyen tanto en la absorción de la sustancia por las estacas como en los otros dos métodos (HARTMANN y KESTER, 1996).

Otros autores recomiendan el uso de alcoholes diluidos al 50% para no causar daños en el tejido vegetal. Sin embargo, existe el problema de que los ácidos no se disuelvan. Las soluciones deben ser ajustadas para cada especie, dependiendo del grado de lignificación de la estaca y la duración de la inmersión no debe ser prolongada (BLAZICH, 1988). El AIB es una auxina sintética químicamente similar al AIA que en la mayoría de las especies ha demostrado ser más efectiva que cualquier otra y es actualmente la de mayor uso

como sustancia promotora de enraizamiento. Tiene la ventaja de que no es tóxica en un amplio rango de concentraciones, no es degradada fácilmente por la luz o microorganismos y al ser insoluble en agua, permanece por más tiempo en el sitio de aplicación donde puede ejercer un mayor efecto (MESEN, 1998).

La aplicación de reguladores de crecimiento para el enraizamiento se torna necesaria cuando el balance citocinina/auxina se encuentra muy alto. Por lo tanto es necesario que haya un balance adecuado, especialmente auxinas, giberelinas y citocininas, o sea, un equilibrio entre promotores e inhibidores del proceso de iniciación radicular. La manera más común de promover ese equilibrio es a través de la aplicación exógena de reguladores de crecimiento sintéticos, como AIA (ácido indolacético), AIB (ácido indolbutírico), o ANA (ácido naftalenacético), que pueden elevar el contenido de auxina en el tejido y proporcionar mayor porcentaje, velocidad, calidad y uniformidad de enraizamiento (NORBERTO, 1999; WENDLING, et al., 2000 citados por TORRES, 2004).

Las plantas poseen varios mecanismos que reducen o anulan la efectividad del AIA, conjugándolos con otros compuestos o destruyéndolo, lo cual no sucede con el AIB o el ANA (BLAZICH, 1988). Dentro del rango normal de concentración de AIB utilizadas para la mayoría de las especies (0,1 – 0,2%), las concentraciones mayores también tienen un efecto positivo al inhibir el crecimiento de las yemas en las estacas durante las primeras semanas en el propagador, al inducir el transporte de asimilados hacia la base de la estaca y permitir el desarrollo de raíces sin competencia con un brote en crecimiento. Una vez que se forman las raíces, la recuperación del balance hídrico y las reacciones fotosintéticas en la planta restauran el balance de crecimiento entre el brote y las raíces. Si no se aplican auxinas, el brote podría empezar a desarrollarse en la estaca antes de la formación de las raíces. Esto crea un punto de atracción de asimilados hacia los brotes, en competencia con la base de la estaca, lo cual reduce el enraizamiento (MESEN, 1993).

En *Cordia alliodora*, un aumento en la concentración de AIB desde 0% hasta 1.6%, aumentó el porcentaje de enraizamiento de estacas de 10% a 70% y redujo el tiempo de formación de las primeras raíces, de ocho a tres semanas. En

estos casos, se utilizó una jeringa micrométrica para aplicar la cantidad exacta de auxina a cada estaca y se usó alcohol como solvente, con evaporación del alcohol antes de insertar las estacas al medio de propagación (MESEN, 1993).

En trabajos realizados en el CATIE (DÍAZ et al., 1991 y 1992; LEAKEY et al., 1990; MESÉN et al., 1992 y 1996; MESÉN 1993; MESÉN y TREJOS, 1997; NUÑEZ 1997), la concentración de 0,2 % de AIB ha dado los mejores resultados en *Alnus acuminata*, *Bombacopsis quinata*, *Cedrela odorata*, *Eucalyptus deglupta*, *Gmelina arborea* y *Swietenia macrophylla*. Con *Platymiscium pinnatum*, las dosis de 0,2 % y 0,4 % de AIB fueron las mejores cuando se utilizó grava o arena como sustrato, respectivamente. Algunas especies respondieron mejor ante dosis mayores, por ejemplo *Terminalia oblonga*, (0,8%), *Cordia alliodora* (0,8 % 1,6%) y *Hyeromina alchorneoides* (1,6%), mientras que *Albizia guachapele* enraizó igualmente bien en concentraciones desde 0,05 % hasta 0,4 % de AIB. Contraria a todas las demás especies evaluadas, *Vochysia guatemalensis* presentó mayores porcentajes de enraizamiento cuando no se aplicó auxinas, aunque el número de raíces producidas en las estacas aumentó con dosis crecientes de AIB desde 0% hasta

0,8%; la concentración de 0,2% presentó el mejor balance entre enraizamiento y calidad del sistema radical formado.

3.3.3. Factores bióticos que condicionan el enraizamiento de estacas

3.3.3.1. Edad de la planta madre

Las estacas obtenidas de plantas jóvenes o de sectores más juveniles tienen mayor capacidad para formar raíces (DIRR y HEUSER, 1987; BOTTI, 1999). Cualquier tratamiento previo que logre rejuvenecer a la planta o mantener la fase juvenil (podas drásticas, aplicaciones de giberelinas, injertos) será efectivo para favorecer el enraizamiento de las estacas. Es posible que con la edad se acumulen inhibidores del enraizamiento, como por ejemplo algunos tipos de fenoles, o bien disminuyan otros fenoles que favorecen el proceso (BOTTI, 1999).

3.3.3.2. Sección de la planta madre para la obtención de estacas

Este efecto es de suma importancia. Las diferencias de enraizado según la posición de la estaca en el árbol, puede deberse a una distribución desigual de hormonas vegetales y de reservas nutritivas en las diferentes partes de la planta

(SANTELICES, 1998). El mejor enraizamiento de los extremos de las ramas y tallos (yema terminal) puede ser explicado por la posibilidad de contengan mayores concentraciones de sustancias endógenas promotoras del enraizamiento. También en las estacas terminales existe menos diferenciación, habiendo más células que pueden volverse meristemáticas (HARTMANN y KESTER, 1996).

Es necesario destacar que pueden existir diferencias en el enraizamiento y crecimiento entre las estacas obtenidas de los tallos y otras obtenidas de ramas, en la misma planta madre (MACDONALD, 1986; DIRR Y HEUSER, 1987; HARTMANN Y KESTER, 1996). En ciertas especies las estacas tomadas de ramas laterales con frecuencia tienen un porcentaje de enraizamiento mayor que aquellas tomadas de ramas terminales fuertes y vigorosas (HARTMANN y KESTER, 1996). Sin embargo, en ciertas especies las plantas propagadas por estacas tomadas de ramas laterales pueden tener un hábito de crecimiento indeseable, denominado topófisis (MACDONALD, 1986; DIRR y HEUSER, 1987; HARTMANN y KESTER, 1996).

La topófisis consiste en un cambio o variación de fases de diferentes partes de la planta y cuyos meristemas perpetúan esas fases en su descendencia vegetativa (MACDONALD, 1986; HARTMANN y KESTER, 1996). En la práctica la topófisis se manifiesta en que una estaca tomada del tallo (ortotrópico) de una planta madre tendrá el mismo hábito de crecimiento vertical. En cambio, una estaca extraída de una rama de hábito plageotrópico se desarrollará y crecerá horizontalmente, o sea perpetuará el hábito plageotrópico (MACDONALD, 1986; DIRR y HEUSER, 1987; HARTMANN y KESTER, 1996).

3.3.3.3. Superficie foliar de la estaca

El efecto que tiene el área foliar sobre la capacidad de enraizamiento, se encuentra relacionado con la producción de carbohidratos derivados de la fotosíntesis (KAMALUDDIN Y ALT, 1996 citados por NÚÑEZ, 1997), producción de promotores auxínicos, auxinas sinergistas (cofactores) o de nutrientes. Los promotores pueden, ser transportados a la zona de enraizamiento en la base de la estaca, puesto que las hojas maduras exportan principalmente en una dirección basipétala (WILSON, 1994 citado por NÚÑEZ, 1997).

Es importante mantener un potencial hídrico relativamente alto en las hojas y así, disminuir la actividad oxidasa en la fotosíntesis (producción de peróxido de hidrógeno, que es tóxico para las plantas) e incrementar la actividad de las auxinas producidas naturalmente (LOACH, 1977 citado por GUTIÉRREZ, 2003). Si se retiene la hoja en una estaca, la fotosíntesis puede continuar, pero el costo de fotosintetizar es transpirar. La respuesta de la planta es el cierre de estomas, limitando la adquisición de CO_2 , para realizar la fotosíntesis (LEAKEY y MOHAMMED, 1985 citado por GUTIÉRREZ, 2003).

BRAUDEAU (1981), menciona que una estaca juvenil sin hojas no puede arraigar. Una estaca que pierde sus hojas en el transcurso del arraigue está igualmente condenada, pues aunque esté empezando a emitir raíces, no podrá desarrollarse. Es necesario una superficie foliar mínima para asegurar la fotosíntesis precisada para satisfacer las necesidades correspondientes al desarrollo del sistema radical y a la vida de la estaca.

MESÉN (1998) dice que la estaquita juvenil debe conservar parte de la hoja, por ser esta fuente de asimilados, auxinas y

otras sustancias, vitales para el enraizamiento. Sin embargo la hoja proporciona también una amplia superficie para la pérdida de agua por transpiración. Por estas razones las hojas deben recortarse a un tamaño tal que se logre el mejor balance entre las desventajas de la transpiración y la ventaja de la fotosíntesis

3.4. Sistemas y estructuras para propagación

Aun en invernadero, no siempre la humedad es suficiente para permitir un buen enraizamiento de ciertas clases de estacas con hojas. Para que enraícen satisfactoriamente, es posible que se necesiten armazones cubiertos con vidrio o alguno de los materiales plásticos. Existe en la actualidad muchas variaciones de esas estructuras encerradas a las que se les denomina cajas wardian que también son útiles para colocar en ellas injertos terminados de material de vivero pequeño, ya que retienen una humedad elevada durante el proceso de cicatrización.

También es posible colocar sobre un recipiente de estacas a enraizar una campana de vidrio (un frasco grande invertido). En esos dispositivos se puede conservar elevada la humedad, pero tan pronto como empieza el enraíce es necesario proporcionar sombra y ventilación; es posible colocar bolsas de polietileno sobre un simple armazón de alambre colocado en el recipiente de

enraizamiento, para proporcionar así una cubierta barata y mantener una humedad relativa elevada al enraizar.

Según (JINKS 1995), las funciones de propagación son: las de mantener una atmósfera de baja evaporación y minimizar la pérdida de agua en las estacas, sin llegar a afectar la aireación del medio de enraizamiento; asegurar temperaturas adecuadas para la formación de raíces en la base de las estacas; y proveer niveles de luz para la fotosíntesis.

El uso de sombra en los sistemas de propagación tiende a reducir la temperatura en las hojas así como la presión de vapor dentro de estas. Con la llegada de los sistemas de propagación mediante nebulización por aspersión, el efecto del enfriamiento del vapor permite una reducción en el uso de la sombra; además, redujo el gradiente de presión de vapor foliar al incrementar la humedad (LOACH, 1977).

3.4.1. Sistema con aspersión

Este es tal vez el método más comúnmente utilizado para evitar el estrés hídrico. Está basado en la aspersión intermitente de las estacas con gotitas muy finas de agua. El tamaño de la gota está determinado por la presión de la fuente de agua. Existen numerosos mecanismos de control para determinar la frecuencia y duración de las aspersiones y

pueden consistir en relojes, interruptores fotosensibles u hojas electrónicas.

La hoja electrónica es activada por cambios en la resistencia eléctrica entre dos electrodos. En climas calientes y soleados, la resistencia de la gota de agua entre los electrodos aumenta rápidamente conforme ocurre la evaporación. Esto activa los aspersores, los cuales son desconectados a su vez por la disminución consecuente en la resistencia al humedecerse la hoja electrónica. En climas más frescos y húmedos, la aspersión es por lo tanto menos frecuente al disminuir la tasa de evaporación.

Por lo anterior es claro que el control de las aspersiones, y por lo tanto el éxito en el enraizamiento, involucra equipo que requiere mantenimiento, lo mismo que suministros de electricidad y agua de cañería. El mantenimiento e instalaciones inadecuadas resultarán en la ocurrencia de estrés hídrico. Por lo tanto es importante ajustar los mecanismos dependiendo del clima, teniendo en mente que el viento también puede alterar la distribución de las aspersiones insensible a los cambios de temperatura y a las diferencias entre climas soleados y nublados dará como resultado estacas que sufrirán de déficit o exceso hídrico según las condiciones imperantes. Este problema es particularmente importante al propagar especies de sabana y de zonas

secas, las cuales han mostrado ser más susceptibles a podrirse como resultado del exceso de aspersión. Las fallas en el suministro de electricidad o de agua obviamente resultarán en la muerte de las estacas, si no se emplean métodos manuales alternativos (LEAKEY y MESÉN, 1991).

3.4.2. Sistema sin aspersión

En muchos países tropicales, el elevado capital y los costos en el mantenimiento de los sistemas de nebulización y de otros sistemas de propagación, los hacen inapropiados excepto para proyectos a gran escala comercial (NEWTON y JONES, 1993); es por ello que surgió la idea de crear un sistema más simple y económico capaz de funcionar en condiciones de ausencia de electricidad y de agua de cañería, el cual es el propagador de polietileno (LEAKEY *et al.*, 1990), también llamado el propagador de subirrigación (MESÉN *et al.*, 1992). Fue desarrollado en el Instituto de Ecología Terrestre de Escocia (ITE) en un trabajo conjunto entre el CATIE y el ITE (LEAKEY *et al.*, 1990). Consiste en un invernadero en miniatura, los cuales tienen función de proveer agua por capilaridad a los diferentes sustratos y evitar su evaporación (MESÉN, 1998). Ha sido probada con éxito en Centro América y África (LEAKEY *et al.*, 1990); que probaron ser efectivos para la propagación de gran cantidad de especies tropicales, con las ventajas adicionales de que son baratos y fáciles de utilizar y no requieren de electricidad ni agua de

cañería, lo cual los hace apropiados para condiciones rurales y programas de capital (MESÉN, 1998); ya que propone el uso de materiales disponibles localmente y puede usarse a pequeña o gran escala (LONGMAN, 1993).

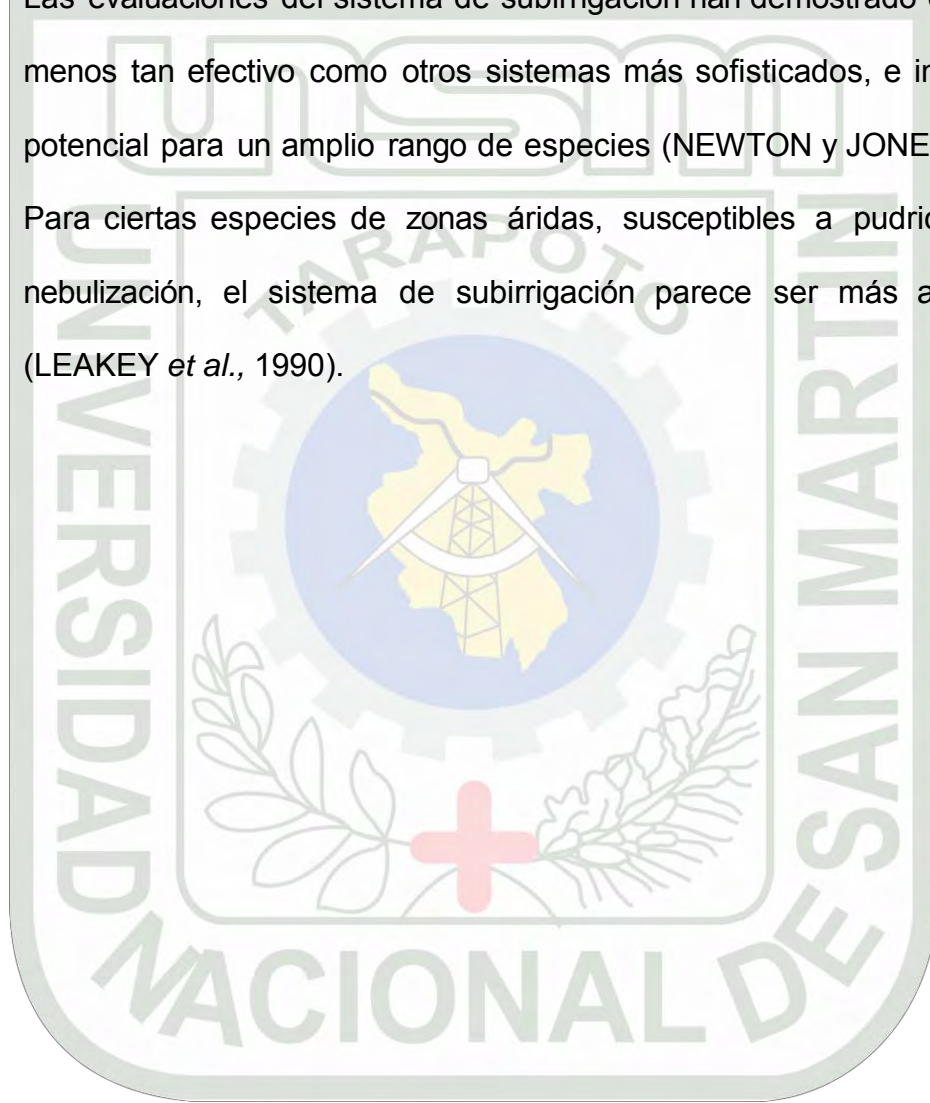
El propagador de subirrigación, es un sistema muy simple y de baja tecnología que no requiere un suministro de agua de cañería ni electricidad; según LEAKEY *et al.* (1990), consiste básicamente en un marco de madera o de metal rodeado por plástico transparente para hacerlo impermeable. Los primeros 25 cm se cubren con capas sucesivas de piedras grandes (6.0 a 10.0 cm de diámetro), piedras pequeñas (3,0 a 6,0 cm) y grava, y los últimos 5 cm. se cubren con un sustrato de enraizamiento (arena fina, aserrín, etc.). Los 20 cm basales se llenan con agua, de manera que el sustrato de enraizamiento siempre se mantendrá húmedo por capilaridad. Para introducir el agua u observar su nivel, se utiliza una sección de bambú o cualquier otro material insertado verticalmente a través de las diferentes capas de material. Internamente se utilizan marcos de reglas que le dan apoyo a la estructura y a la vez proporcionan subdivisiones que permiten el uso de sustratos diferentes dentro del mismo propagador. La caja se cubre con una tapa que ajuste bien, también forrada de plástico, para mantener alta la humedad interna. El agua del propagador debe cambiarse al menos cada seis meses.

La efectividad del propagador de subirrigación parece radicar en su capacidad de minimizar el estrés hídrico, protegiendo las estacas de las fuertes variaciones ambientales externas, capaz de mantener humedades relativas arriba del 90%, al igual que lo hace el propagador de nebulización por aspersión (NEWTON y JONES, 1993). Bajo condiciones tropicales, el propagador de subirrigación también mantiene las temperaturas del aire y del sustrato dentro de los rangos normales para el enraizamiento de especies forestales (20-25 °C y 18-30 °C, respectivamente) (MESÉN *et al.*, 1996).

El microambiente dentro del propagador ejerce una influencia crítica en el enraizamiento de estacas (MESÉN, 1998). El microambiente ideal debe mantener niveles óptimos de irradiación, temperaturas adecuadas en el aire, sustrato, las hojas y buen balance de agua en las estacas (LOACH, 1988; citado por MESÉN, 1998). El microclima de los propagadores de subirrigación es comparable al de otros sistemas más sofisticados. En una comparación del sistema de subirrigación con el de nebulización, se encontraron valores mayores de humedad relativa, y menores de temperatura foliar y temperatura del aire. Además, el aire se satura en horas de la noche, lo cual resulta la condensación de agua en las hojas y humedecimiento del follaje. Gran cantidad de agua también

se condensa en el plástico de la tapa y su caída contribuye además al humedecimiento de las hojas (MESÉN, 1998).

Las evaluaciones del sistema de subirrigación han demostrado que es al menos tan efectivo como otros sistemas más sofisticados, e indican su potencial para un amplio rango de especies (NEWTON y JONES, 1993). Para ciertas especies de zonas áridas, susceptibles a pudrición bajo nebulización, el sistema de subirrigación parece ser más apropiado (LEAKEY *et al.*, 1990).



IV. MATERIALES Y MÉTODOS

4. Materiales

4.1.1. Ubicación del campo experimental

El presente trabajo de investigación se llevó a cabo en el vivero del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP) San Martín, ubicado en el distrito de Morales, provincia y departamento de San Martín; cuyas coordenadas UTM son: N 9283654 y E 0347742 a una altitud de 332 m.s.n.m.

4.1.2. Condiciones climáticas

Cuadro 1. Datos climáticos de marzo a mayo del 2009, correspondiente al periodo experimental.

Meses	Temperatura (°C)			Humedad Pr	Horas	Precipitación (mm)
	Mínima	Máxima	Media			
Marzo	19.33	24.93	22.13	72.92	9.04	46.20
Abril	19.17	26.68	22.92	66.52	8.00	56.25
Mayo	19.36	26.20	22.78	70.63	7.70	130.95

FUENTE: SENAMHI, Tarapoto (2008).

Cuadro 2. Condiciones microclimáticas dentro de la cámara de subirrigación durante el desarrollo del experimento, IIAP, Tarapoto.

	Promedio	Rango
Humedad relativa (%)	78,87	66,20 – 89,14
Temperatura del aire (°C)	27,12	23,26 – 29,96
Temperatura del sustrato (°C)	28,21	24,00 – 31,56
Radiación solar (lx)	75,09	0,80 – 157,00

FUENTE: Elaboración propia.

En la primera semana de haber instalado el experimento y por el transcurso de cinco días al interior del ambiente de propagación y bajo una malla sombreadora de 20% traspaso de luz (Cuadro 2 y Figura 4, 5 y 6, Anexo), se registró un rango de humedad relativa de 66,20% a 89,14%. El promedio de la radiación solar (intensidad lumínica) fue de 75.09 lux. El promedio de la temperatura del aire fue de 27,12 °C y la temperatura del sustrato de 28,21 °C.

4.1.3. Cámara de enraizamiento

La cámara de subirrigación es un propagador basado en el diseño HOWLAND (LEAKEY *et al.*, 1990) (Figura 10, Anexo), su estructura es

de listones de madera forrada con polietileno (mica traslúcida) el cual crea su propio microclima; la base de la cámara está rellena con lecho de piedras menudas o guijarros sobre el cual se colocó el sustrato (arena media). El sustrato fue previamente lavado, secado y luego desinfestado con hipoclorito de sodio (lejía) al 5,25%.

4.1.4. Características del área de propagación

Instalación de 2,0 m de altura que proporcionó sombra de 80% para regular el paso de la radiación solar y la temperatura hacia las cámaras de subirrigación además presentó un piso con topografía plana para permitir la homogeneidad en la distribución del agua al interior de la cámara.

4.2. Métodos

4.2.1. Evaluación de enraizamiento (%)

Al finalizar el experimento, se contaron el número de estacas enraizadas en base al total de unidades experimentales por tratamiento y por repetición. Se consideró como estaca enraizada la que presentó al menos una raíz de 2 mm de largo.

4.2.2. Evaluación del número de raíces

Al término del experimento, se contaron el número de raíces/estacas en base al total de unidades experimentales por tratamiento y por repetición.

4.2.3. Evaluación de longitud de raíz mayor (cm)

Al finalizar el experimento, se midió con vernier milimetrado la longitud de la raíz más larga, en base al total de unidades experimentales por tratamiento y por repetición.

4.2.4. Evaluación de brotamiento (%)

Al término del experimento, se contaron el número de estacas con brotes aéreos en base al total de unidades experimentales por tratamiento y por repetición. Se consideró como estaca brotada la que presenta al menos un brote aéreo de 3 mm de longitud.

4.3. Componentes en estudio

4.3.1. Material vegetativo

Se utilizaron estaquillas a partir de plántones de caoba de seis meses de edad procedentes del Centro de Investigaciones Pucayacu del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana ubicado en el caserío Bello Horizonte, distrito de la Banda de Shilcayo, provincia y departamento de San Martín a 7 Km. de la ciudad de Tarapoto.

4.3.2. Factores y niveles en estudio

- **Área foliar (A)**

a₁ = 1 foliolo (18 cm²)

a₂ = 2 foliolo (36 cm²)

a₃ = 4 foliolo (72 cm²)

- **Dosis de ácido indolbutírico (B)**

b₁ = 0,0%

b₂ = 0,2%

b₃ = 0,4%

b₄ = 0,8%

4.3.3. Tratamientos en estudio

Cuadro 3. Descripción de los tratamientos en estudio.

Tratamiento	Clave	Área foliar	Dosis de AIB
T ₁	a ₁ b ₁	1 foliolo (18 cm ²)	0,0%
T ₂	a ₁ b ₂	1 foliolo (18 cm ²)	0,2%
T ₃	a ₁ b ₃	1 foliolo (18 cm ²)	0,4%
T ₄	a ₁ b ₄	1 foliolo (18 cm ²)	0,8%
T ₅	a ₂ b ₁	2 foliolo (36 cm ²)	0,0%
T ₆	a ₂ b ₂	2 foliolo (36 cm ²)	0,2%
T ₇	a ₂ b ₃	2 foliolo (36 cm ²)	0,4%
T ₈	a ₂ b ₄	2 foliolo (36 cm ²)	0,8%
T ₉	a ₃ b ₁	4 foliolo (72 cm ²)	0,0%
T ₁₀	a ₃ b ₂	4 foliolo (72 cm ²)	0,2%
T ₁₁	a ₃ b ₃	4 foliolo (72 cm ²)	0,4%
T ₁₂	a ₃ b ₄	4 foliolo (72 cm ²)	0,8%

4.4. Diseño experimental

En el presente trabajo de investigación se utilizó el Diseño Completo al Azar (DCA) con arreglo factorial 3A x 4B que describe el factor área foliar (A) y regulador de crecimiento (B). Para el área foliar los niveles fueron $a_1 = 1$ foliolo (18 cm^2), $a_2 = 2$ foliolo (36 cm^2), $a_3 = 4$ foliolo (72 cm^2), como regulador de crecimiento se empleó el ácido indolbutírico (AIB) en los niveles $b_1 = 0,0 \%$ $b_2 = 0,2 \%$ $b_3 = 0,4 \%$ y $b_4 = 0,8 \%$, cuyas combinaciones hacen un total de 12 tratamientos, con 08 repeticiones que hacen un total de 96 unidades experimentales. Cada estaca juvenil es una unidad experimental. Los resultados de enraizamiento (%), número de raíces, longitud de raíz mayor, brotamiento (%) fueron evaluados en el programa Microsoft Excel 2007 y sometidos a un análisis de variancia y prueba de rangos múltiples de Tukey ($p \leq 0,01$ y $p \leq 0,05$) empleando el procedimiento GLM (Modelo general lineal) en el programa SAS V7.2 (SAS Institute Inc.), los datos de porcentaje fueron transformados convenientemente mediante la fórmula $\arcsen \sqrt{\%}$ y datos de conteo transformados a $\sqrt{x + 1}$. (SNEDECOR y COCHRAN 1980).

4.4.1. Modelo aditivo lineal

$$Y_{ijk} = \mu + \alpha_i + \beta_j + (\alpha\beta)_{ij} + \epsilon_{ijk}$$

Donde:

Y_{ijk} = Es la respuesta obtenida en la k-ésima repetición a la cual se le aplicó el i-ésimo nivel del factor A, con el j-ésimo nivel del factor B.

μ = Es el efecto de la media general

α_i = Efecto del i-ésimo nivel del factor A.

β_j = Efecto del j-ésimo nivel del factor B.

$\alpha\beta)_{ij}$ = Efecto de la interacción entre el i-ésimo nivel del factor A con j-ésimo nivel del factor B.

ϵ_{ijk} = Es el efecto del error experimental en la k-ésima repetición a la cual se le aplicó el i-ésimo nivel del factor A, con el j-ésimo nivel del factor B.

Para:

$i = 1, 2, 3$, niveles del factor A.

$j = 1, 2, 3, 4$, niveles del factor B.

$k = 1, 2, \dots, 8$, repeticiones.

4.4.2. Análisis de varianza

Cuadro 4. Esquema del análisis de varianza.

Fuente de variabilidad	GL
Tratamientos	11
A (Área foliar)	2
B (Dosis de AIB)	3
AxB	6
Error experimental	84
Total	95

4.5. Características de las unidades experimentales

- **Cámara de propagación**

Largo total de cámara	: 2,40 m
Largo neto de cámara	: 2,35 m
Ancho total de cámara	: 0,80 m
Ancho neto de cámara	: 0,75 m
Área total de cámara	: 1,91 m ²
Área neta de cámara	: 1,76 m ²
Ancho entre cámaras	: 0,40 m

- **Experimento**

Nº de estacas / tratamiento	12
Nº de estacas/ repetición	8
Nº total de estacas del ensayo	96
Distanciamiento entre estacas	: 0,10 m

4.6. Procedimiento experimental

4.6.1. Construcción e implementación de la infraestructura de propagación

Para la construcción de la infraestructura de propagación se empleó madera dura de 2,70 m altura que fueron enterradas a 0,70 m. de profundidad colocados cada 4,0 m; se implementó colocando como techo una malla de sombra negra de 20 metros de largo x 4 metros de ancho, para lograr una sombra de 80%.

4.6.2. Construcción e implementación del propagador de subirrigación

El sustrato que se utilizó para el enraizamiento de estacas fue “arena” previamente lavado, desinfectado con hipoclorito de sodio y solarizado. Se preparó el piso de cemento nivelando y homogenizando el área donde se instalaron los propagadores de subirrigación, estas fueron forrados con un plástico transparente doble que lo hace impermeable, la caja se cubrió con una tapa bien ajustada, también forrada de plástico, para mantener alta la humedad interna. Los primeros 25 cm se cubrieron con capas sucesivas de piedras grandes (6,0 – 10,0 cm. de diámetro), piedras pequeñas (3,0 – 6,0 cm) y grava, y los últimos 5 cm se cubrieron con el sustrato de enraizamiento (arena media).

Para introducir el agua u observar su nivel se utilizó una sección de tubo de 4" de diámetro insertado verticalmente a través de las diferentes capas de material permitiendo sobresalir 15 cm sobre la superficie del propagador. Luego por este medio se llenó con agua los 20 cm. basales de la cámara de propagación para de esta manera mantener siempre húmedo por capilaridad al sustrato (Figura 4).

4.6.3. Preparación de estacas

Se usaron estaquillas de porción media y apical, es decir de 4,2 mm diámetro y 8,0 cm de longitud. El proceso de instalación de las estaquillas se realizó en un solo día. Cada estaquilla presentó diferente número de foliolos de acuerdo al estudio; éstas se procesaron en condiciones asépticas y adecuadas evitando así la contaminación y deshidratación de material.

4.6.4. Tratamiento hormonal de estacas

Para preparar una solución de AIB al 0,2%, se disolvió 0,2 g de AIB enrazado a 100 ml de alcohol puro. El regulador de crecimiento ácido indolbutírico fue disuelto en solvente utilizando el alcohol puro (96%), la solución auxínica (AIB) fue en concentraciones de 0,20; 0,4; 0,8% aplicado a la base de la estaca utilizando para ello una microjeringa de

10 µl, con evaporación inmediata del alcohol con una corriente de aire puro, puesto que este permite un control exacto de la cantidad y la concentración aplicada a todas las estacas, independientemente de las variaciones en el diámetro de las mismas, su pubescencia o el grado de transpiración.

4.6.5. Establecimiento de las estacas en el propagador, etiquetado

En el sustrato dentro del propagador se abrieron hoyos de aproximadamente 2 cm de profundidad en el cual se colocaron las estacas con cuidado haciendo presión al sustrato firmemente alrededor de la estaca para lograr una buena superficie de contacto. El espaciamiento entre estacas fue de 10 x 10 cm. El etiquetado se colocó una vez instalado el ensayo indicando el bloque, la combinación de factores en estudio, fecha y especie. Las estacas fueron distribuidas de acuerdo al diseño experimental.

4.6.6. Instalación de equipos de mediciones ambientales

Se registró la irradiación solar con el equipo digital (DIGITAL LUX METER MODEL: SC105), con resolución de 1, 10 y 100 lux, y rangos de 2000, 20 000 y 50 000 lux. La humedad relativa y la temperatura del aire se medirán usando el equipo (HYGRO-THERMOMETER CLOCK),

para la temperatura de sustrato se utilizará un termómetro digital (DIGITAL THERMOMETER), con rangos de -50 a 200°C. Todas estas evaluaciones por el transcurso de cinco días desde 6.00 a.m a 6.00 p.m en la segunda de haber establecido el ensayo.

4.6.7. Manejo del propagador de subirrigación

Una vez que las estacas fueron establecidas en el propagador, se asperjó bien las hojas de las estacas con agua mediante el uso de un aspersor manual. Se realizaron inspecciones interdiarias para detectar y corregir problemas patológicos, eliminar hojas caídas o estacas con síntomas de necrosis que puedan ser foco de infección, para observar y mantener el nivel de la tabla de agua y para evaluar el avance en el proceso de enraizamiento. Siempre que se abrió la tapa del propagador para inspecciones, se roció con agua limpia las hojas de las estacas así ayudándolas a mantenerlas turgentes y favorecer el proceso de enraizamiento.

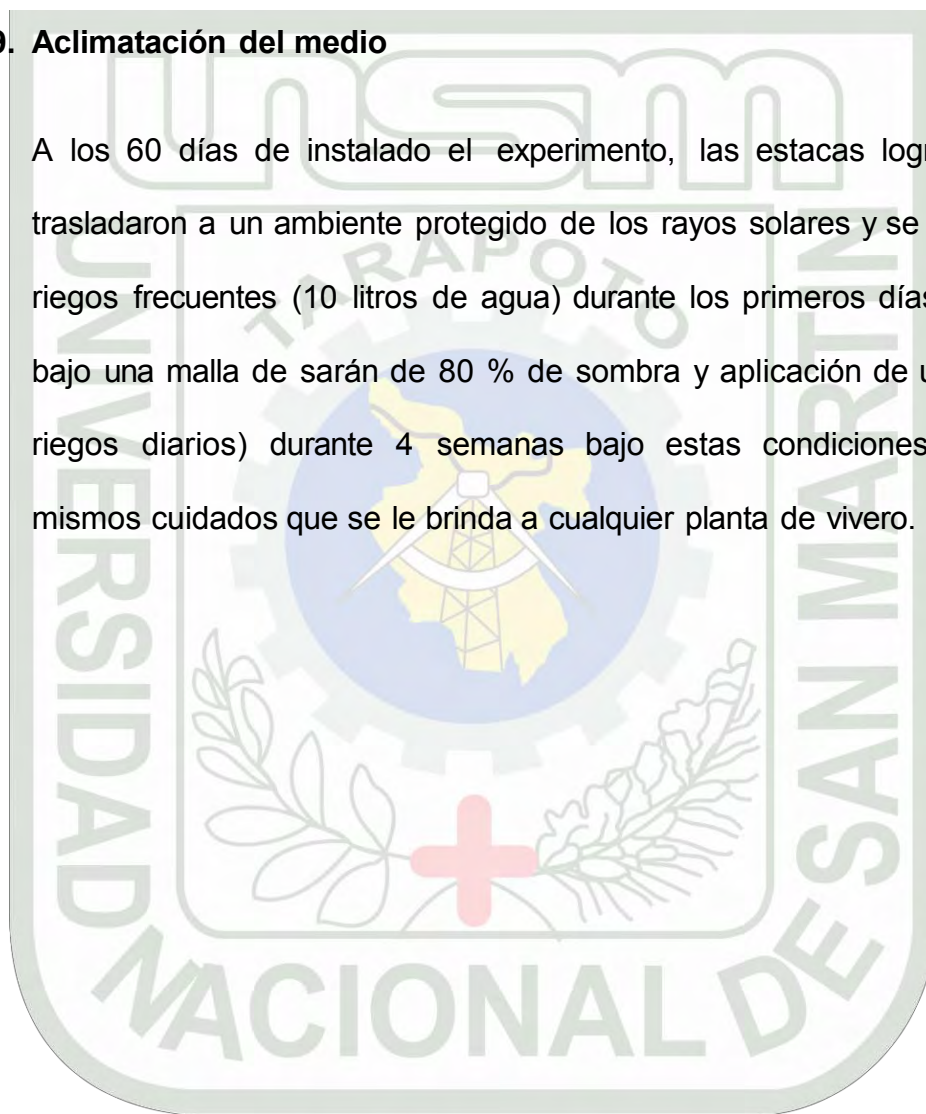
4.6.8. Trasplante del material enraizado

Cuando las raíces tuvieron de 1,0 a 2,0 cm. de longitud, se extrajo la estaca del propagador y fueron plantado en bolsas almacigueras, que contenía un sustrato de alta calidad. Se tuvo cuidado al realizar el

trasplante, ya que las raíces recién formadas fueron delicadas y quebradizas.

4.6.9. Aclimatación del medio

A los 60 días de instalado el experimento, las estacas logradas se trasladaron a un ambiente protegido de los rayos solares y se aplicaron riegos frecuentes (10 litros de agua) durante los primeros días (plantas bajo una malla de sarán de 80 % de sombra y aplicación de uno o dos riegos diarios) durante 4 semanas bajo estas condiciones con los mismos cuidados que se le brinda a cualquier planta de vivero.



V. RESULTADOS

5.1. Porcentaje de enraizamiento

Cuadro 5. Análisis de variancia del porcentaje de enraizamiento evaluado a los 60 días. Datos transformados arcsen $\sqrt{\%}$.

Fuente de Variación	GL	Cuadrado Medio	
Tratamiento	11	0,9114	**
A (Área foliar)	2	3,0071	**
B (Dosis de AIB)	3	0,9938	**
AxB	6	2,8440	n.s
Error experimental	84	0,0127	
Total	95	0,3798	

C.V. = 38,28% R^2 = 72,22% \bar{X} = 18,75%
n.s= No significativo con $p=0,05$, **=Significativo con $p<0,01$, GL= grados de libertad, C.V.= Coeficiente de variación, R^2 = Coeficiente de determinación

Cuadro 6. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto principal área foliar (A) y dosis de ácido indolbutírico (B) correspondiente al porcentaje de enraizamiento evaluados a los 60 días.

Factores	Enraizamiento (%)		
Área foliar (A)			
a1 1 foliolo	40,63%	(0,69) ^{1/}	a‡
a2 2 foliolo	12,50%	(0,20)	b
a3 4 foliolo	3,13%	(0,09)	b
Dosis de AIB (B)			
b3 0.4 %	37,50%	(0,57)	a
b4 0.8 %	16,67%	(0,26)	b
b2 0.2 %	12,50%	(0,29)	b
b1 0.0 %	8,33%	(0,17)	c

^(1/) Datos transformados arcsen $\sqrt{\%}$, [‡]Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ($p<0,05$) entre ellas.

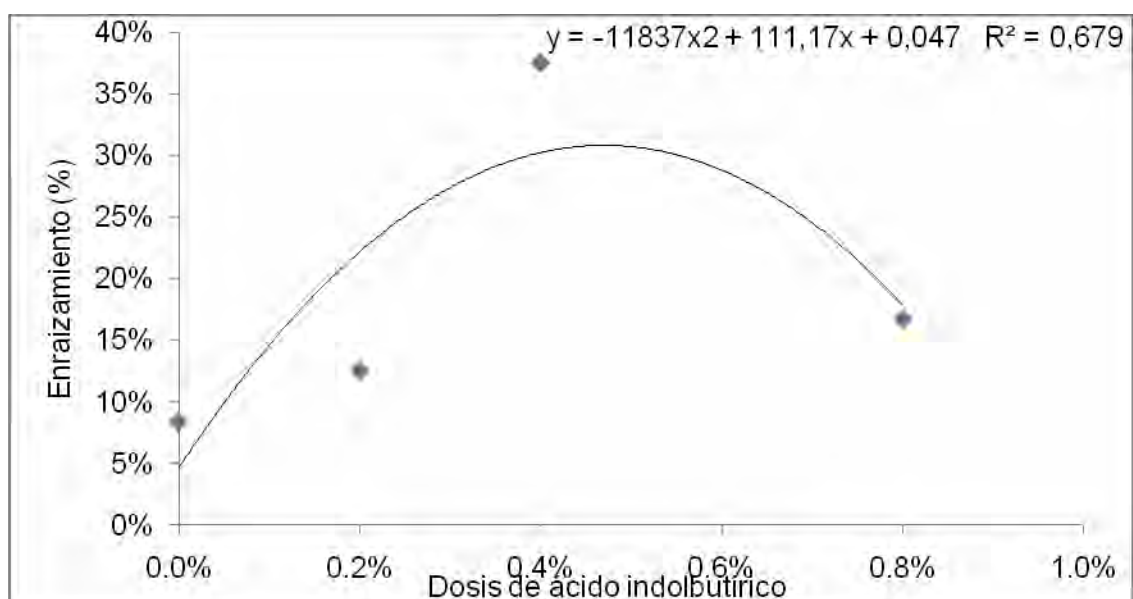


Figura 1. Diagrama de dispersión entre dosis de ácido indolbutírico (AIB) con una curva de ajuste que aproxima la relación entre estas variables.

Cuadro 7. Prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) para los efectos principales (A) y (B) en el porcentaje de enraizamiento evaluado a los 60 días.

Trat.	Descripción de tratamientos	Enraizamiento (%)		
T ₃	1 foliolo + 0,4 %	62,50%	(0,91) ^{1/}	a [‡]
T ₄	1 foliolo + 0,8 %	50,00%	(0,79)	a b
T ₇	2 foliolo + 0,4 %	50,00%	(0,79)	a b
T ₁	1 foliolo + 0,0 %	25,00%	(0,52)	a b
T ₂	1 foliolo + 0,2 %	25,00%	(0,52)	a b
T ₁₀	4 foliolo + 0,2 %	12,50%	(0,36)	a b
T ₅	2 foliolo + 0,0 %	0,00%	(0,00)	b
T ₆	2 foliolo + 0,2 %	0,00%	(0,00)	b
T ₈	2 foliolo + 0,8 %	0,00%	(0,00)	b
T ₉	4 foliolo + 0,0 %	0,00%	(0,00)	b
T ₁₁	4 foliolo + 0,4 %	0,00%	(0,00)	b
T ₁₂	4 foliolo + 0,8 %	0,00%	(0,00)	b

(^{1/}) Datos transformados arcsen $\sqrt{\%}$, [‡]Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ($p<0,05$) entre ellas.

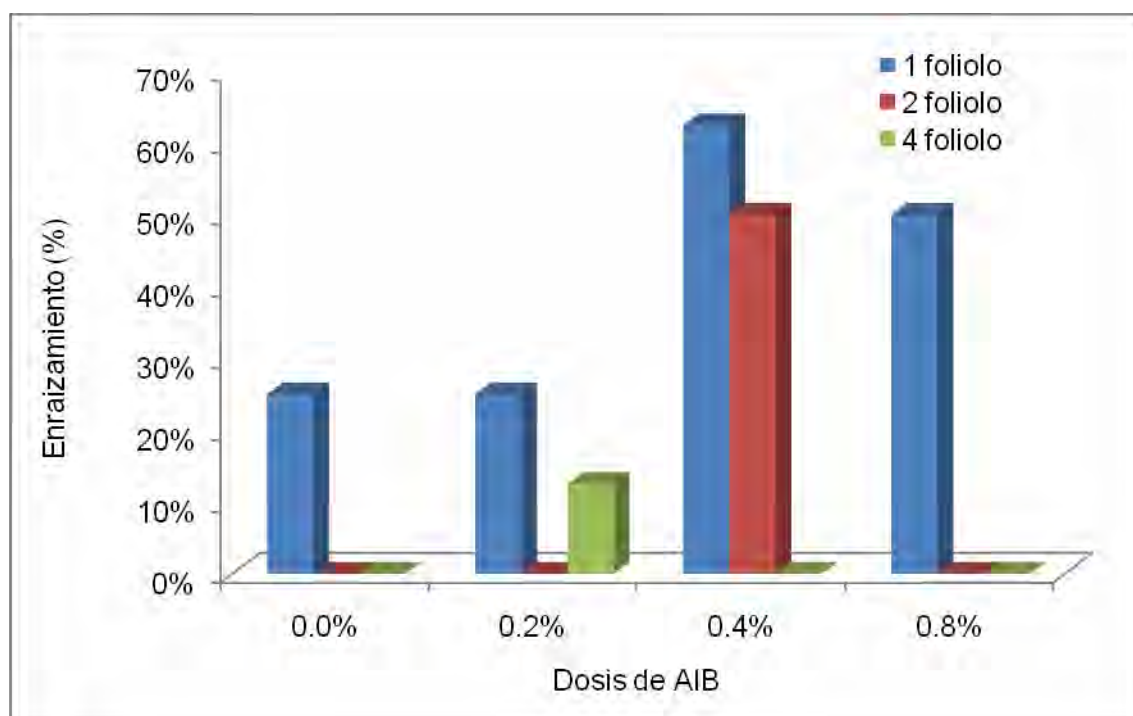


Figura 2. Efecto de niveles de área foliar y dosis de ácido indolbutírico sobre el porcentaje de enraizamiento de estacas de *Swietenia macrophylla* evaluados a sesenta días en propagadores de subirrigación.

5.2. Número de raíces

Cuadro 8. Análisis de variancia del número de raíces evaluado a los 60 días.

Datos transformados a $\sqrt{x+1}$.

Fuente de Variación	GL	Cuadrado Medio	
Tratamiento	11	0,2833	**
A (Área foliar)	2	0,9911	**
B (Dosis de AIB)	3	0,4866	**
AxB	6	1,0199	n.s
Error experimental	84	0,0371	
Total	95	0,1334	

C.V. = 16,66% $R^2 = 75,42\%$ $\bar{X} = 1,13$

n.s= No significativo con $p=0,05$, **=Significativo con $p<0,01$, GL= grados de libertad, C.V.= Coeficiente de variación, R^2 = Coeficiente de determinación

Cuadro 9. Prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) para el efecto principal área foliar (A) y dosis de ácido indolbutírico (B) correspondiente al número de raíces evaluados a los 60 días.

Factores	Número de Raíces		
Área foliar (A)			
a1 1 foliolo	2,39	(1,83) ^{1/}	a [‡]
a2 2 foliolo	0,50	(1,18)	b
a3 4 foliolo	0,50	(1,18)	b
Dosis de AIB (B)			
b3 0,4 %	1,93	(1,64)	a
b2 0,2 %	1,33	(1,49)	a b
b4 0,8 %	0,75	(1,27)	b c
b1 0,0 %	0,50	(1,19)	c

(^{1/}) Datos transformados $\sqrt{x+1}$, [‡]Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ($p<0,05$) entre ellas.

Cuadro 10. Prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) para los efectos principales (A) y (B) en el número de raíces evaluado a los 60 días.

Trat.	Descripción de tratamientos	Número de raíces		
T ₃	1 foliolo + 0,4 %	3,80	(2,19) ^{1/}	a [‡]
T ₄	1 foliolo + 0,8 %	2,25	(1,80)	a b
T ₂	1 foliolo + 0,2 %	2,00	(1,73)	a b
T ₇	2 foliolo + 0,4 %	2,00	(1,73)	a b
T ₁₀	4 foliolo + 0,2 %	2,00	(1,73)	a b
T ₁	1 foliolo + 0,0 %	1,50	(1,58)	b
T ₅	2 foliolo + 0,0 %	0,00	(1,00)	c
T ₆	2 foliolo + 0,2 %	0,00	(1,00)	c
T ₈	2 foliolo + 0,8 %	0,00	(1,00)	c
T ₉	4 foliolo + 0,0 %	0,00	(1,00)	c
T ₁₁	4 foliolo + 0,4 %	0,00	(1,00)	c
T ₁₂	4 foliolo + 0,8 %	0,00	(1,00)	c

(^{1/}) Datos transformados $\sqrt{x+1}$, [‡]Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ($p<0.05$) entre ellas.

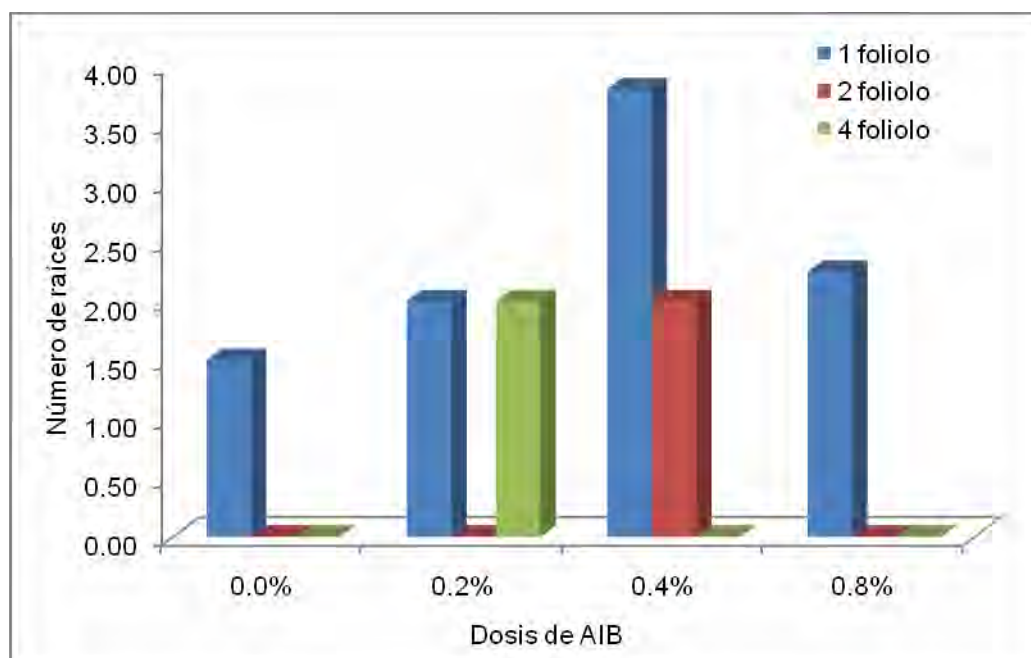


Figura 3. Efecto de niveles de área foliar y dosis de ácido indolbutírico sobre el número de raíces de estacas de *Swietenia macrophylla* evaluados a sesenta días en propagadores de subirrigación.

5.3. Longitud de raíz mayor

Cuadro 11. Análisis de variancia de longitud de raíz mayor (cm) evaluado a los 60 días.

Fuente de Variación	GL	Cuadrado Medio	
Tratamiento	11	12,1868	**
A (Área foliar)	2	17,3197	*
B (Dosis de AIB)	3	11,6742	*
AxB	6	40,4472	n.s
Error experimental	84	07651	
Total	95	4,6989	

C.V. = 116,63% R^2 = 69,97% \bar{X} = 1,80

n.s= No significativo con $p=0,05$ *=Significativo con $p<0,05$ **=Significativo con $p<0,01$ GL= grados de libertad, C.V.= Coeficiente de variación, R^2 = Coeficiente de determinación

Cuadro 12. Prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) para el efecto principal área foliar (A) y dosis de ácido indolbutírico (B) correspondiente a la longitud de raíz mayor (cm) evaluados a los 60 días.

Factores	Longitud de raíz mayor	
Área foliar (A)		
a1 1 foliolo	3,29	a [‡]
a2 2 foliolo	1,14	b
a3 4 foliolo	0,98	b
Dosis de AIB (B)		
b3 0,4 %	2,99	a
b4 0,8 %	1,78	a b
b2 0,2 %	1,43	b
b1 0,0 %	1,00	b

[‡]Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ($p<0,05$) entre ellas.

Cuadro 13. Prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) para los efectos principales (A) y (B) para longitud de raíz mayor evaluado a los 60 días.

Trat.	Descripción de tratamientos	Longitud de raíz mayor	
T ₄	1 foliolo + 0,8 %	5,35	a [‡]
T ₇	2 foliolo + 0,4 %	4,55	a
T ₃	1 foliolo + 0,4 %	4,42	a
T ₁₀	4 foliolo + 0,2 %	3,90	a
T ₁	1 foliolo + 0,0 %	3,00	a b
T ₂	1 foliolo + 0,2 %	0,40	b
T ₅	2 foliolo + 0,0 %	0,00	b
T ₆	2 foliolo + 0,2 %	0,00	b
T ₈	2 foliolo + 0,8 %	0,00	b
T ₉	4 foliolo + 0,0 %	0,00	b
T ₁₁	4 foliolo + 0,4 %	0,00	b
T ₁₂	4 foliolo + 0,8 %	0,00	b

[‡]Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ($p<0,05$) entre ellas.

5.4. Porcentaje de brotación

Cuadro 14. Análisis de variancia del porcentaje de brotación evaluado a los 60 días. Datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$.

Fuente de Variación	GL	Cuadrado Medio	
Tratamiento	11	1,4659	**
A (Área foliar)	2	6,0914	**
B (Dosis de AIB)	3	0,4455	**
AxB	6	3,5410	n.s
Error experimental	84	0,0385	
Total	95	0,5357	

C.V. = 39,97% R^2 = 68,31% \bar{X} = 34,38%

n.s= No significativo con $p=0,05$, **=Significativo con $p<0,01$, GL= grados de libertad, C.V.= Coeficiente de variación, R^2 = Coeficiente de determinación

Cuadro 15. Prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) para el efecto principal área foliar (A) y dosis de ácido indolbutírico (B) correspondiente al porcentaje de brotación evaluados a los 60 días.

Factores		Brotamiento (%)		
Área foliar (A)				
a1 1 foliolo	62,50%	(0,91) ^{1/}	a‡	
a3 4 foliolo	31,25%	(0,52)	b	
a2 2 foliolo	9,38%	(0,26)	b	
Dosis de AIB (B)				
b2 0,2 %	54,17%	(0,83)	a	
b4 0,8 %	33,33%	(0,65)	a b	
b3 0,4 %	29,17%	(0,48)	a b	
b1 0,0 %	20,83%	(0,30)	b	

(^{1/}) Datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$, [‡]Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ($p<0,05$) entre ellas.

Cuadro 16. Prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) para los efectos principales (A) y (B) correspondiente al porcentaje de brotación evaluado a los 60 días.

Trat.	Descripción de tratamientos	Brotamiento (%)		
T ₁₀	4 foliolo + 0,2 %	100,00%	(1,57) ^{1/}	a [‡]
T ₁	1 foliolo + 0,0 %	62,50%	(0,91)	a b
T ₂	1 foliolo + 0,2 %	62,50%	(0,91)	a b
T ₃	1 foliolo + 0,4 %	62,50%	(0,91)	a b
T ₄	1 foliolo + 0,8 %	62,50%	(0,91)	a b
T ₇	2 foliolo + 0,4 %	25,00%	(0,52)	a b
T ₈	2 foliolo + 0,8 %	12,50%	(0,52)	a b
T ₁₂	4 foliolo + 0,8 %	25,00%	(0,52)	a b
T ₅	2 foliolo + 0,0 %	0,00%	(0,00)	b
T ₆	2 foliolo + 0,2 %	0,00%	(0,00)	b
T ₉	4 foliolo + 0,0 %	0,00%	(0,00)	b
T ₁₁	4 foliolo + 0,4 %	0,00%	(0,00)	b

(1/) Datos transformados $\arcsen \sqrt{\%}$, [‡]Valores promedio en una misma columna seguida por diferente letra indican diferencias significativas ($p<0,05$) entre ellas.

VI. DISCUSIONES

7.1. Porcentaje de enraizamiento

En el Cuadro 5 se observa el análisis de varianza del porcentaje de enraizamiento, donde no existen diferencias estadísticas significativas, para la interacción AxB (dosis de ácido indolbutírico por área foliar). Sin embargo, en la fuente de variación área foliar y dosis de ácido indolbutírico (B), si se presentaron diferencias altamente significativas. Teniéndose consigo índices estadísticos como coeficiente de variación de 38,28%, coeficiente de determinación de 72,22% los cuales son aceptables según (CALZADA, 1982).

En cuanto a la prueba de Tukey (Cuadro 6) para el efecto principal área foliar (B), se puede indicar que en promedio hubo diferencias significativas entre ellos, donde el área foliar de 18 cm² (1 foliolo) mostró el mayor enraizamiento, superando en 28% a 2 foliolo (36 cm²) y en 37% al área foliar de 4 foliolo (72 cm²); probablemente a que esta área foliar produjo mayor cantidad de fotosintatos motivado por la fotosíntesis, que gasto de fotosintatos producto de la transpiración.

Con ello un mayor porcentaje de enraizamiento. Estos resultados también coinciden con lo obtenido por VARGAS (1982), en estacas de *E. deglupta*, donde hubo una relación positiva entre área foliar por estaca y enraizamiento

final. Probablemente, porque se logró llegar al nivel óptimo de fotosíntesis y respiración y con ello lograr un porcentaje de enraizamiento aceptable.

Las hojas tienen efectos contrastantes en el proceso de propagación. Por un lado, el efecto estimulador de las hojas sobre el enraizamiento se ha asociado a la actividad fotosintética de las mismas, lo cual contribuye a proporcionar asimilados a las raíces en desarrollo (LEAKEY y COUTTS, 1989) y a la producción de auxinas y otras sustancias promotoras de enraizamiento (HARTMANN y KESTER, 1997, HAISSIG, 1974). Además encuentra relacionado con la producción de carbohidratos derivados de la fotosíntesis (KAMALUDDIN y ALT, 1996 citados por NÚÑEZ, 1997), producción de promotores auxínicos, auxinas sinérgicas (cofactores) o de nutrientes. Los promotores pueden, ser transportados a la zona de enraizamiento en la base de la estaca, puesto que las hojas maduras exportan principalmente en una dirección basipétala (WILSON, 1994 citado por NÚÑEZ, 1997).

El mejor enraizamiento de estacas con menores áreas foliares, como ocurrió en este estudio, puede atribuirse a una mejor producción fotosintética de las hojas, al suministro de sustancias promotoras del enraizamiento o a ambos factores en conjunto. Otras sustancias producidas en las hojas, llamadas cofactores foliares, también experimentan un transporte basípeta en las estacas y permiten o estimulan la iniciación y desarrollo de los primordios radicales, el tipo y cantidad de cofactores, parece determinar parcialmente que

las estacas inicien la producción de raíces con facilidad, con dificultad o que no las produzcan del todo (HAISSIG, 1974).

El tipo y cantidad de cofactores, tales como catecoles, fluoroglucinoles, así como terpenoides oxigenados, han estado relacionados con la capacidad de enraizamiento. A su vez, el ácido abscísico ha sido considerado como otro cofactor, quizás por antagonizar el ácido giberélico, el cual, bajo ciertas concentraciones, inhibe la formación de raíces (MESÉN, 1993). Es importante mantener un potencial hídrico relativamente alto en las hojas y así, disminuir la actividad oxidasa en la fotosíntesis (producción de peróxido de hidrógeno, que es tóxico para las plantas) e incrementar la actividad de las auxinas producidas naturalmente (LOACH, 1977 citado por GUTIÉRREZ *et al.*, 2004). Si se retiene la hoja en una estaca, la fotosíntesis puede continuar, pero el costo de fotosintetizar es transpirar. La respuesta de la planta es el cierre de estomas, limitando la adquisición de CO₂, para realizar la fotosíntesis (LEAKEY, 1985 citado por GUTIÉRREZ, 2003).

En el cuadro 6, según la prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) para el factor principal dosis de AIB, se observa que el mayor porcentaje de enraizamiento se obtuvo con la dosis 0,4% con 37.50% diferenciándose estadísticamente de las demás dosis superando al testigo un 29,17%, asimismo las dosis 0,8% y 0,2% se comportaron estadísticamente iguales con 16,67 y 12,50% respectivamente. Estas diferencias podrían deberse a que las plantas poseen varios

mecanismos que reducen o anulan la efectividad de la auxina natural ácido indolacético (AIA), conjugándolo con otros compuestos o destruyéndolo, lo cual no sucede con el ácido indolbutírico (AIB) (BLAZICH, 1988).

Al parecer, la mayor habilidad de enraizamiento en las estacas tratadas con AIB está relacionada con el incremento de la actividad cambial subsecuente aumento del tejido parenquimáticas de mayor actividad metabólica en las estacas, circunstancia que puede incidir favorablemente en la disponibilidad de carbohidratos solubles durante el proceso de enraizamiento, efecto conocida para las auxinas (VIEITEZ *et al.*, 1980). HAISSIG, 1974; LEAKEY *et al.*, 1982 citado por NÚÑEZ (1997) menciona sus efectos directos sobre la división celular asociados con un aumento en la tasa de transporte de carbohidratos y cofactores foliares a la base de las estacas donde promueven la iniciación y desarrollo de las raíces. Dichos efectos se pudieron observar en el mayor porcentaje de enraizamiento en las estacas de caoba tratadas con AIB. Actualmente está bien establecido que los metabolitos y otros cofactores de crecimiento se translocan hacia las regiones tratadas con auxinas (PHILLIPS, 1975). Otro efecto de las auxinas a la base de la estaca asociado con la formación de raíces, es su capacidad de estimular la síntesis de ADN en ciertas células (GASPAR y HOFINGER, 1988).

Para tratamientos de acuerdo a la prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) (Cuadro 7 y Figura 2), sí mostró efecto significativo en el porcentaje de enraizamiento Es

decir, que las áreas foliares respondieron de manera diferente a los niveles de ácido indolbutírico. El mayor enraizamiento se encontró en el tratamiento T3 reportando un 62,50%, es probable que las estacas con 1 foliolo tenga una condición fisiológica y anatómica ideal que se complementó con una dosis óptima de auxina de AIB. Este resultado es similar los obtenidos en el CATIE (DÍAZ *et al.*, 1991 y 1992; LEAKEY *et al.*, 1990; MESÉN *et al.*, 1992 y 1996; MESÉN 1993; MESÉN y TREJOS, 1997; NÚÑEZ 1997), en los cuales la concentración de 0.4% de AIB dio los mejores resultados en *A. acuminata* B. *quinata*, *Cedrela odorata*, *E. deglupta*, *Gmelina. arborea* y *S. macrophylla*. Con *Platymiscium pinnatum*, se obtuvo resultados igualmente buenos con las dosis de 0,2% y 0,4% de AIB.

Existen otros factores que afectan al enraizamiento, entre ellas la humedad relativa. La (Figura 4) ilustra las variaciones típicas en humedad relativa (%) para un periodo de cinco días (21 al 25 de mayo, 2009) bajo las condiciones de Tarapoto registrando un rango de 66 a 89% (Cuadro 2). Esta alta humedad relativa tiene influencia directa sobre las estacas de caoba, que logran mantener una condición de turgencia a lo largo del periodo de enraizamiento. El mantenimiento de la turgencia es crítico durante las primeras semanas, cuando las estacas aún no han desarrollado raíces que puedan compensar grandes pérdidas de agua por transpiración. Las variaciones en humedad relativa están asociadas a variaciones en irradiación (intensidad lumínica) y su efecto sobre la temperatura; los aumentos en la irradiación van seguidos de

disminuciones en la humedad relativa estos resultados se pueden observar en la (Figura 4 y Figura 5, Anexo).

La efectividad del propagador de subirrigación (Figura 6, Anexo) radica en su capacidad de mantener una alta humedad relativa y bajos déficits de presión de vapor, manteniendo así la turgencia foliar de las estacas de caoba. Puesto que las estacas carecen de raíces al inicio, dependen de la retención de agua y de la absorción a través del corte en la base y/o a través de la superficie de las hojas y el tallo (LOACH, 1988).

Otro factor es la temperatura; el rango de temperatura del aire y del sustrato dentro del propagador fue de 23-29°C y 24-31°C (Cuadro 9). LEAKEY y MESÉN (1991) indican que las temperaturas bajas son importantes por dos razones: i) las tasas de evaporación son menores, y ii) la capacidad de retención de agua del aire (humedad) es dependiente de la temperatura, por lo cual las temperaturas bajas ayudan a evitar el estrés hídrico al mantener la humedad relativa alta.

La temperatura ambiental óptima para el enraizamiento varía según la especie (HARTMANN y KESTER, 1997). BOTTI (1999), señala que la mayoría de las especies requieren rangos diurnos de 20 a 27 °C, mientras (HARTMANN y KESTER, 1997) restringen el rango de 21 a 27 °C. La temperatura nocturna

ideal debe estar alrededor de los 15 °C (HARTMANN Y KESTER, 1997; BOTTI, 1999).

Muchas especies logran mayores porcentajes de enraizamiento y en menor tiempo cuando la temperatura del sustrato se mantiene entre 25 y 28 °C en los primeros 15 a 20 días, para luego disminuirla a entre 18 y 20 °C. Esta condición puede llegar a ser decisiva en el proceso de enraizamiento para algunas especies vegetales (BOTTI, 1999). Experiencias con otras especies tropicales evidencian que la temperatura óptima del aire que favorecen al enraizamiento es de 20 a 25°C, aunque temperaturas hasta 30°C son aceptables siempre y cuando se mantenga una humedad relativa cercana al 95% (LEAKEY y MESÉN 1991).

7.1. Número de raíces

En el Cuadro 8 se observa el análisis de varianza para número de raíces, donde no existen diferencias estadísticas significativas para la interacción AxB (dosis de ácido indolbutírico por área foliar). Sin embargo, en la fuente de variación área foliar y dosis de ácido indolbutírico (B), si se presentaron diferencias altamente significativas. Teniéndose consigo índices estadísticos como coeficiente de variación de 16,66%, coeficiente de determinación de 75,42% los cuales son aceptables según (CALZADA, 1982).

En cuanto a la prueba de Tukey (Cuadro 9) para el efecto principal área foliar (B), existen diferencias estadísticas significativas entre ellas. El área foliar de 1 foliolo formó en promedio mayor número de raíces adventicias (2,39 raíces), superando al área foliar de 2 foliolo (36 cm²) y 4 foliolo (72 cm²); de igual manera se puede notar que existe una relación indirecta entre área foliar y el número de raíces, ya que a menor área foliar mayor número de raíces, esto probablemente a que favoreció un equilibrio entre fotosíntesis respiración y con ello un mayor número de raíces.

En otros estudios, se puede notar que existe una relación directa entre área foliar y el número de raíces, ya que a mayor área foliar se presentó mayor número de raíces, tal y como lo han demostrado LEAKEY y COUTTS (1989), en estacas de *Tryplochiton scleroxylon*, donde un menor número de raíces por estacas se produjo con el área de 100cm² en comparación a lo obtenido con las áreas de 50cm² y 100cm² lo cual es atribuido a la mayor producción de carbohidratos solubles encontrado con las dos áreas mayores. Así mismo, (COSTA y CHALLA, 2002, citado por SANTELICES, 2007), menciona que la superficie foliar en las estacas puede llegar a ser un indicador de la cantidad de raíces producidas.

La prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) para el factor dosis de AIB (Cuadro 9), muestra que existen diferencias estadísticas significativas entre las dosis en estudio. La dosis 0,4% de AIB la que presenta en promedio la mayor cantidad de raíces

emitidas (1,93 raíces). Esto indica que la aplicación de AIB aceleró la formación y el crecimiento inicial de las raíces adventicias en las estacas de caoba. Este incremento en el número de raíces puede estar relacionado con la función del ácido indolbutírico de promover la movilización de carbohidratos de hojas y de tallo a la base de las estacas (HAISSIG, 1986). Según VEIERSKOV *et al.*, (1982), una de las funciones de los carbohidratos en algunas especies es la de producir un incremento en el número de raíces por estaca.

En todos los casos las raíces emergieron de la parte lateral de las estacas. Esta tendencia posiblemente se relacione con la hipótesis de que cada una de las fases sucesivas que ocurren durante el proceso de enraizamiento es fisiológicamente diferente, como lo es también, la necesidad de auxina en cada fase (GASPAR y HOFINGER 1988). Se observó además en las estacas de caoba no tratadas con AIB, un menor número e inferior de raíces emergidas indicando con ello que existió cierta liberación y traslocación de auxinas endógenas.

Para el efecto de los tratamientos, la prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) (Cuadro 10 y Figura 3), mostró diferencia significativa en el número de raíces. El tratamiento T₃ alcanzó el mayor número de raíces con 3,80 seguidas del tratamiento T₄ con 2,25 raíces formadas en promedio. El número de raíces producidos por las estacas es altamente influenciado por la habilidad de la estaca a suplir carbohidratos, ya sea de reserva o producido mediante fotosíntesis, al área

donde surgen las raíces (LOVELL y WHITE 1986, MOE y ANDERSEN 1988, VEIRSKOV y ANDERSEN 1982). Por lo tanto, una vez que la estaca enraiza, las dosis crecientes de AIB mediante sus reconocidos efectos sobre la división celular y el transporte de sustancias hacia la base de la estaca, permiten el desarrollo de un mayor número de raíces, como se presentó en el siguiente estudio. Estacas con 2 y 4 folíolos sin tratamiento hormonal sin tratamiento de AIB los cuales corresponden a los tratamientos T₅ y T₉ no formaron raíces, probablemente a que no existió una liberación y traslocación de la auxina endógena, la cual es un requerimiento para la iniciación de las raíces adventicias en tallo y para la división de las primeras células iniciadoras de la raíz (HARTMANN y KESTER, 1996; SHARMA *et al.*, 1991; VARGAS *et al.*, 1997; VARGAS *et al.*, 1999).

Otro factor que afecta el enraizamiento es la irradiación; en el ambiente del propagador ha sido identificado como uno de los factores de mayor influencia en el enraizamiento de estacas con hoja (LOACH, 1977; LOACH y WHALLEY, 1978; LOACH y GAY, 1979; FRENCH y LINN, 1984; GRANGE y LOACH, 1985). La irradiación en el ambiente afecta primeramente la turgencia de las hojas y la producción de carbohidratos requeridos para la iniciación y crecimiento de las raíces (GRANDE y LOACH, 1985). La irradiación no debería ser tan alta como para inhibir el enraizamiento a través de sus efectos sobre la acumulación de azúcares y pérdida de turgencia, pero debería ser suficiente para permitir la producción fotosintética de carbohidratos para la

iniciación y crecimiento de las raíces (GRANGE y LOACH, 1985; LOACH, 1988). Es por ello que para el experimento se utilizó una malla sombreadora al 20% de traspaso de luz, además los folíolos de las estaquillas de caoba se quitaron para reducir la transpiración, pero permitir al mismo tiempo cierta actividad fotosintética durante el periodo de enraizamiento de 30 días. El rango de la intensidad lumínica en el experimento durante cinco días fue de 0.80 a 157.0 lux (Cuadro 2).

7.1. Longitud de raíz mayor

En el Cuadro 11 se observa el análisis de varianza para longitud de raíz mayor, donde no existen diferencias estadísticas significativas, para la interacción AxB (dosis de ácido indolbutírico por área foliar). Sin embargo, en la fuente de variación área foliar y dosis de ácido indolbutírico (B), si se presentaron diferencias significativas.

En cuanto a área foliar cuadro 12, no se encontraron diferencias significativas entre 2 y 4 folíolo pero sí estas con 1 folíolo la que presentó en promedio mayor longitud de raíz (3,29 cm). Esto concuerda en parte con AMINAH *et al.*, (1997) quienes realizaron ensayos en *Shorea leprosul*, en la cual mencionan que parece ser una óptima área foliar en el que el equilibrio entre la fotosíntesis y la transpiración es óptima.

La dosis 0,4% fue el que mejor efecto causó en la longitud de raíz con 2,99 cm en promedio de las dosis de AIB estudiadas, superando estadísticamente a las demás dosis de AIB, asimismo la estaca sin tratamiento de AIB presentó en promedio la menor longitud de raíz (1,00 cm).

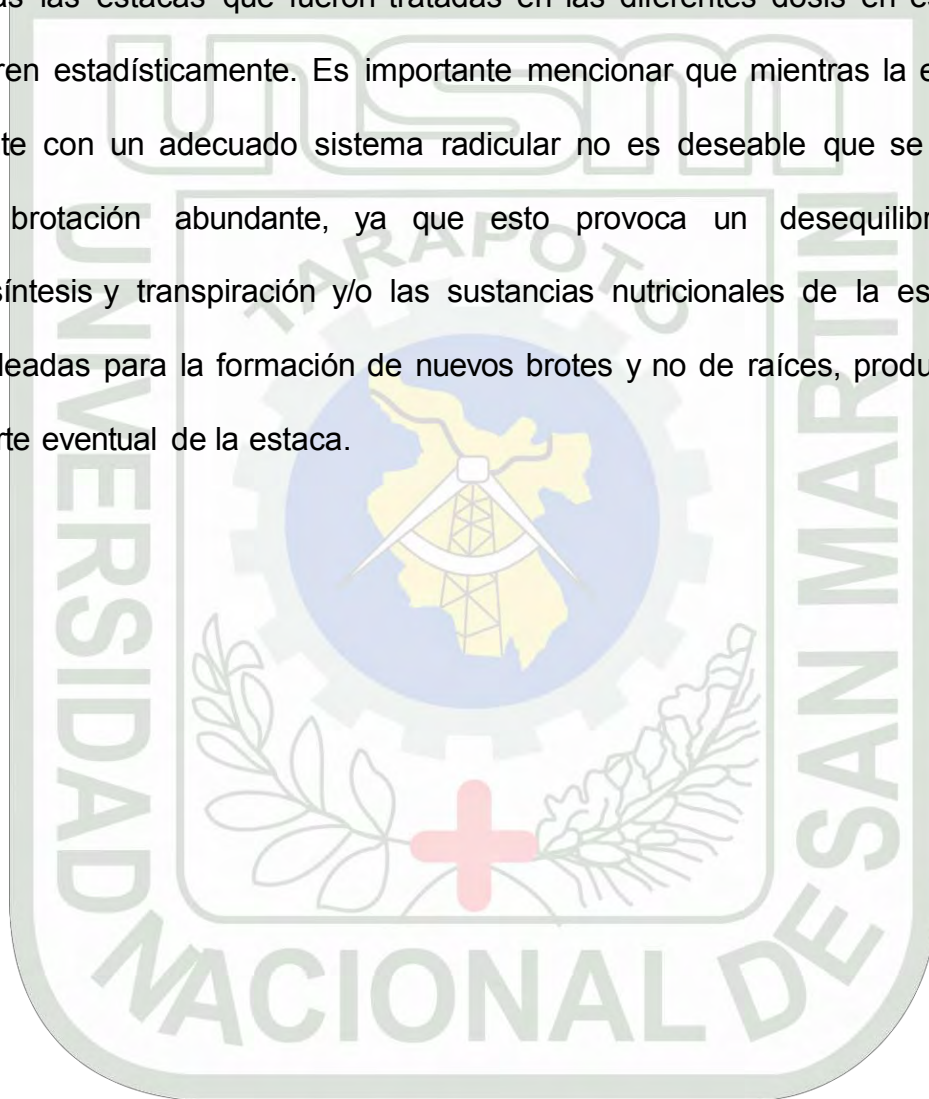
Cameron (1968) citado por HENRIQUEZ (2004), afirma que la iniciación de raíces y el crecimiento radicular son procesos morfogénéticos separados y posiblemente cada uno requiere diferentes condiciones. Los resultados obtenidos son comparables con los descritos por García *et al.* (2001) en la solanácea *Physalis ixocarpa* Brot., en que tratamientos con concentración de 0,2% y 0,4% de AIB incrementan la longitud de las raíces.

7.1. Porcentaje de brotamiento

En el Cuadro 14 se observa el análisis de varianza para el porcentaje de brotamiento, donde no existen diferencias estadísticas significativas para la interacción AxB (dosis de ácido indolbutírico por área foliar). Sin embargo, en la fuente de variación área foliar y dosis de ácido indolbutírico (B), si se presentaron diferencias altamente significativas.

La prueba de Tukey ($\alpha=0,05$) (Cuadro 15) para el efecto principal área foliar (A), muestra que hay diferencias estadísticas en los niveles de área foliar en estudio. El área foliar de 1 foliolo (62.50%) superó a las áreas foliares de 4 y 2 foliolos en 31,25% y 53,13% respectivamente.

La prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) (Cuadro 15) para el efecto principal dosis de ácido indolbutírico (A), muestra que hay significancia estadística en las estacas que fueron tratadas con 0,2% de AIB frente a sin aplicación de AIB. Todas las estacas que fueron tratadas en las diferentes dosis en estudio no difieren estadísticamente. Es importante mencionar que mientras la estaca no cuente con un adecuado sistema radicular no es deseable que se presente una brotación abundante, ya que esto provoca un desequilibrio entre fotosíntesis y transpiración y/o las sustancias nutricionales de la estaca son empleadas para la formación de nuevos brotes y no de raíces, produciendo la muerte eventual de la estaca.

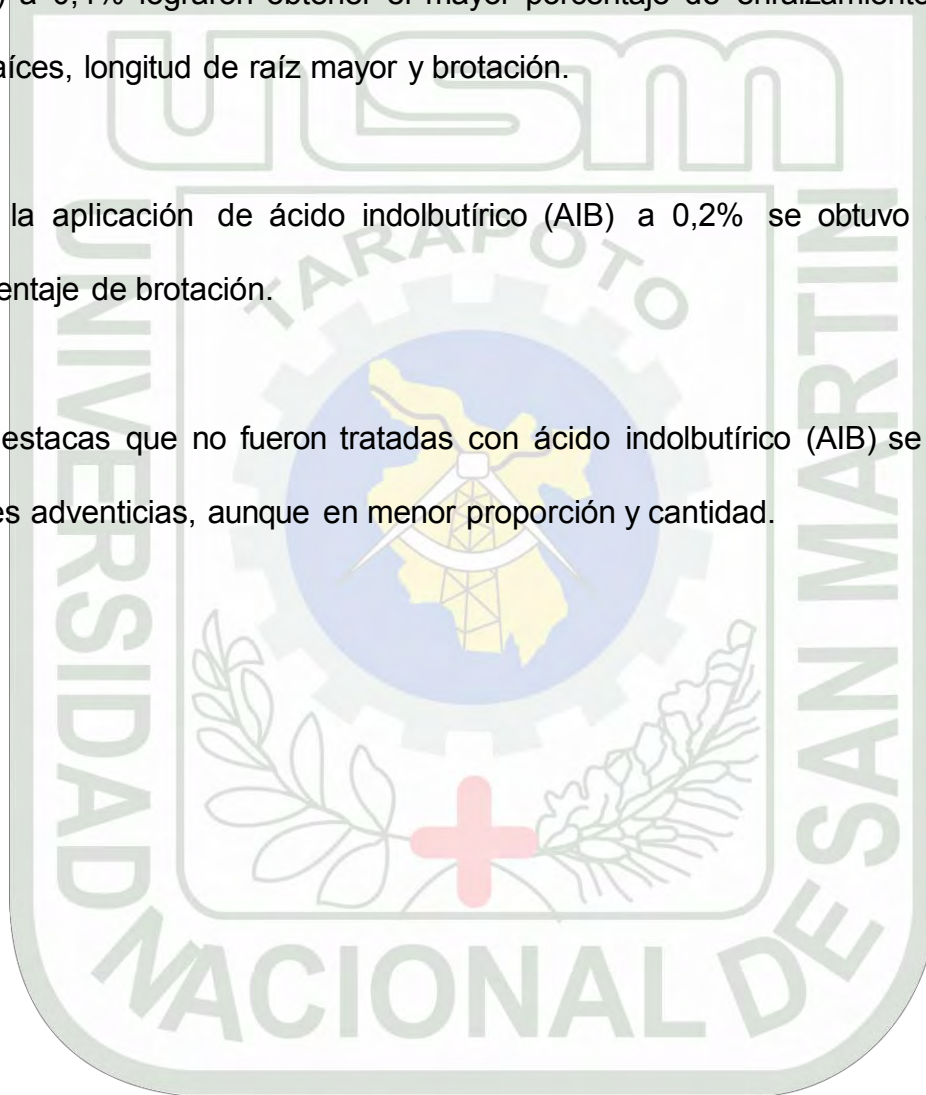


VII. CONCLUSIONES

7.1. Las estacas con un foliolo (18 cm²) y con la aplicación de ácido Indolbutírico (AIB) a 0,4% lograron obtener el mayor porcentaje de enraizamiento, número de raíces, longitud de raíz mayor y brotación.

7.2. Con la aplicación de ácido indolbutírico (AIB) a 0,2% se obtuvo el mayor porcentaje de brotación.

7.3. Las estacas que no fueron tratadas con ácido indolbutírico (AIB) se formaron raíces adventicias, aunque en menor proporción y cantidad.



VIII. RECOMENDACIONES

8.1. Para la propagación vegetativa de estacas juveniles de *Swietenia macrophylla* se recomienda utilizar un foliolo y una dosis de AIB del 0,4%.

8.2. Debido a que la especie resultó difícil de enraizar, se recomienda dar continuidad a los ensayos, de tal forma que se incluya las variaciones en las condiciones ambientales en donde se encuentra creciendo las plantas donantes, tales como variaciones en los niveles de radiación solar.

8.3. Con las estacas probar con diferentes áreas foliares, niveles de luz y utilizar diferentes edades de los rebrotes, diámetro, número de nudo.

8.4. Es importante tomar en cuenta variables de tipo fisiológico como el contenido relativo de agua foliar (CRA), coeficiente neto fotosintético (P_n) y la conductividad estomática (g_s) que permitan dar una mejor idea de la fisiología de las estacas al ser aplicados un determinado tratamiento.

8.5. Se recomienda la utilización de los propagadores de subirrigación como cámaras para propiciar el enraizamiento de estacas de *Swietenia macrophylla*

IX. RESUMEN

En el presente trabajo se evaluó los efectos de tres niveles de área foliar y cuatro dosis de ácido-3-indolbutírico (AIB) sobre la capacidad de enraizamiento de estacas juveniles del caoba (*Swietenia macrophylla* K.), utilizando cámaras de subirrigación. El ensayo se realizó en el vivero del instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana en San Martín (IIAP); empleando un diseño completamente al azar con arreglo factorial conformado por doce tratamientos, ocho repeticiones y ocho estaquillas por unidad experimental. Al término de 60 días se obtuvo un 62,50% de enraizamiento con estacas de 1 foliolo (18 cm²) y 0,4% de AIB. Es necesario, la utilización de sombra sobre los propagadores para reducir la irradiación, las temperaturas aéreas y del sustrato dentro de los propagadores, así como para mantener la alta humedad relativa.

Palabras claves: *Swietenia macrophylla*, propagación vegetativa, estacas juveniles, enraizamiento, área foliar, AIB, cámara de subirrigación.

X. SUMMARY

The present study evaluated the effects of three levels of area leaf and four doses of indole-3-acid (AIB) on the ability rooting of cuttings of young mahogany (*Swietenia macrophylla* K.), using cameras subirrigation. The trial was conducted in Nursery Research Institute of the Peruvian Amazon in San Martin (IIAP), using a completely randomized design with factorial treatments consisting of twelve, eight and eight repetitions cuttings per experimental unit. After 60 days there was a 62,50% rooting of cuttings with 1 leaflet (180 cm²) and 0,4% of AIB. It is necessary, the use of shadow on the propagators for reduce the radiation and air temperatures within the substrate the propagators, as well as to maintain high relative humidity.

Key words: *Swietenia macrophylla*, vegetative propagation, cuttings, rooting, leaf areas, IBA, non-mist propagators.

XI. BIBLIOGRAFIA

1. AGUILAR, CUMES, J. M y AGUILAR CUMES M. A. 1992. Arboles de la Biosfera Maya Petén, Guía para las especies del Parque Nacional Tikal. Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, Escuela de Biología, Centro de Estudios Conservacionistas (CECON).
2. AMINAH, H, DICK, J. y GRACE, J. 1997. Rooting of *Shorea leprosula* Stem Cuttings decreases with increasing leaf area. *Forestal Ecology and Management* (Holanda) 91: 247-254.
3. AVANZATO y COL., 1993 CITADO POR GEADA., 1999. Supervivencia. El rol de las auxinas en la iniciación y crecimiento de las raíces.
4. AWAD, G. 1993. Propagación vegetativa de seis especies vegetales nativas con posibilidades ornamentales. Tesis Licenciado en Agronomía. Universidad Austral de Chile.
5. BAGGIO, J. 1982. Establecimiento, manejo y utilización del sistema agroforestal cercos vivos de *Gliricidia sepium* (JACQ.) Steud, en Costa Rica. Tesis Mag.Sc.Turrialba,C.R, UCR/CATIE. 91 p.

6. BARCELO, M. T. VIDAL y G. DE LA VIÑA. 1992. En el enraizamiento de estacas de ciruelo (*Prunus salicina*)
7. BASTOS, C. 2006. Propagação da caramboleira por estacas caulinares e Caracterização anatômica e histológica da formação de raízes adventícias. Tese de Doutorado. Piracicaba, SP, Brasil.
8. BLAZICH, F. A. 1988. Chemicals and formulation used to promote adventitious rooting. In adventitious Root Formation in Cuttings. (Eds. Davis, T.D. Haissig, N.). Portland, Oregon. Discorides Press, pp 132-149.
9. BOTTI, C. 1999. Principios de la Propagación y Técnicas de Propagación por estacas. En: Manejo Tecnificado de Invernaderos y Propagación de Plantas. Departamento de Producción Agrícola. Facultad de Ciencias Agronómicas. Universidad de Chile. Santiago, Chile. pp 72-82.
10. BRAUDEAU, J. 1981. El Cacao. Técnicas Agrícolas y Producciones Tropicales. Blume Distribuidora S. A. Casas Grandes N° 69. México – D. F. 296 p. Facultad de Ciencias Agrarias. Valdivia, Chile. 66 p.
11. CABELLO, A. 2000. Propagación Asexual. Apuntes de Clases N° 2. Departamento de Silvicultura. Facultad de Ciencias Forestales. Universidad de Chile. 10 p.

12.CALZADA, J. 1970. Métodos estadísticos para la investigación. 3ra edición.
Jurídica S. A. Lima – Perú.

13.CARRERA y VÁSQUEZ. 2000. Efectuó *enraizamiento de estacas* de Camu camu.

14.CCT (Centro Científico Tropical) 2000, Diagnóstico de la caoba (*Swietenia macrophylla* G. King) en Mesoamérica. Visión General. San José, Costa Rica.48 pág.7.-12.-CALZADA, B. 1982. Métodos Estadísticos para la Investigación. Editorial Milagros. S.A. Lima-Perú.644 p.

15.COSTA, J.M. & H. CHALLA. 2002. The effect of the original leaf area on growth of softwood cuttings and planning material of rose. Scientia-Horticulture, 95: 111-121.

16.CUCULIZA, P. 1956. Propagación de plantas. Lima. Perú. Talleres gráficos F. L. Villanueva. 340 p.

17.DAVISON, J. 1974. Reproduction of *Eucalyptus deglupta* by cuttings. New Zeland Journal of Forestry Science, (N.Z.) 4(2): 191-203 p.

18. DÍAZ, A; SALAZAR R, MESÉN F. 1991. Enraizamiento de estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. Silvoenergía, 51. 4 p21.
19. DÍAZ, M.E. 1992. Enraizamiento de estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. Silvoenergía. Turrialba, Costa Rica CATIE.
20. DICK, J; DEWAR, R. 1992. A mechanistic model of carbohydrate dynamics during adventitious roots development in leafy cuttings. Annals of Botany 70:371-377.
21. DIRR, M. y HEUSER, C. Jr. 1987. The reference manual of woody plant Propagation. From seed to tissue culture. Georgia, USA. Varsity Press INC. 239 p.
22. ERSTAD, L; GISLEROD, R. 1994. Water uptake of cuttings and stem pieces as affected by different anaerobic conditions in the rooting Medium. Scientia Horticulturae (Holanda) 58: 151-160.
23. EVANS, H. 1952. *Cerastostomella fimbriata* en el cacao de Venezuela. Enraizamiento de estacas de cacao "OC-77". Revista UNELLEZ de Ciencia y Tecnología con auxinas pueden aumentar la tasa iniciación radical y el número y peso de raíces.

- 24.** FANEGO, 2006 entre 20 y 22, Miramar, Playa. Ciudad de La Habana, Concentración de *auxinas* y el empleo del *enraizamiento* ex vitro.
- 25.** FRENCH ARTICHOK, 1991, Efecto de la luz y el balance hormonal *auxina* y citocinina, Facultad de Biología, Xalapa Veracruz, Universidad Veracruzana.
- 26.** GASPAR, T; HOFINGER, M. 1988. Auxin metabolism during adventitious rooting. In: Davis T.D., Haissig B.E., Sankhla N (Eds). Adventitious Root Formation in Cuttings. Portland, EE: UU. BE Dioscorides Press, p. 117-131.
- 27.** GAY, P; LOACH K 1977. Leaf conductance e changes in leafy cuttings of *Cornus* and *Rhododndron* during propagation. Journal of Horticulture Science 52: 509-516.
- 28.** GONZÁLEZ, D. 1991. Descripción anatómica de once especies forestales de con industrial en Panamá. Costa Rica, Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE), Proyecto Cultivo de Arboles de Uso Múltiple (MADELE; A). 61 p.
- 29.** GRANGE, IR; LOACH, K1983. Environmental factors affecting leaty cuttings in different propagation systema journal of horticultura Sciencia. (Inglaterra) 58(1):1.7

30. GRANCE, I.R.; LOACH, K. 1985. The effect of light on the rootings of leafy cuttings *Scientia Horticulturae* (Holanda) 27: 105-11
31. GUTIÉRREZ, B. 1997. Consideraciones sobre la fisiología y el estado de Madurez en el enraizamiento de estacas de especies forestales. Santiago, Chile. *Ciencia e Investigación Forestal*. 9 (2): p 261 – 277.
32. GUTIÉRREZ, A. 2003. Propagación del burío (*Heliocarpus appendiculatus* Turcz.) Por semillas, estacas y acodos. Turrialba – Costa Rica. Pág. 107
33. GUTIÉRREZ, M; MESÉN, F; VILLALOBOS, R. 2004. Propagación del burío: Un recurso no maderable del bosque tropical, útil para el procesamiento de dulce y azúcar orgánicos. *Recursos Naturales y Ambiente* 41:80-87.
34. HAISSIG, E. 1974. Influences of auxin and auxin synergists on adventitious root primordium initiation and development. *New Zealand Journal of Forestry Science* (N.Z) 4(2): p 311-323.
35. HAISSIG, E. 1986. Metabolic processes in adventitious rooting. In *New Root Formation in Plants and Cuttings* (Ed. Jackson, M.B.) Martinus Nijhoff Pub., Dordrecht/Boston/Lancaster. pp 141-189.

36. HAISSIG, E. RIEMENSCHNEIDER, E. 1987. Genetic effects on adventitious Rooting. In: Davis, T.D., Haissig, B.E., Sankhla, n. (Eds). Adventitious Root Formation in Cuttings. B.E. Dioscorides Press, Portland, Oregon. pp. 47-60.

37. HARTMANN, T y KESTER, E. 1983. Propagación de plantas: principios y Prácticas. Editorial continental S.A. México. 814 p.

38. HARTMANN, T. y KESTER, E. 1996. Propagación de plantas: principios y prácticas. Editorial continental S.A. México. 814 p.

39. HARTMAN, H.T; KESTER, D.E.; DAVIS, F.T. y GENEVE, R.L. 1997. Propagación de Plantas: Principios y Prácticas (6º edición), Prentice-Hall Inc, Alta Saddle River, Nueva Jersey EE.UU., 770p.

40. HENRIQUEZ, E. 2004. Evaluación de tres factores de enraizamiento en Morera (*Morus alba*). Tesis Ing. Agr. Santiago, Chile. Facultad de ciencias Agronómicas. Universidad de Chile. 77 p. [En línea]. Cybertesis.

41. HERRERA, 1996. Especies para reforestación en Nicaragua. Nicaragua, Ministerio del Ambiente y Recursos Naturales (MARENA), Servicio Forestal. 185 p.

42. IKEMORI, Y. K. 1975. Formato de archivo: PDF/Adobe Acrobat asépticamente y tratados con *auxinas*.
43. JAMES, C. 2000. PDF/Adobe Acrobat - Con las cuatro auxinas Ensayadas no fue posible la regeneración de embiones... In Plant genetic Engineering: Towards the third Millenium.
44. JARVIS, BC. 1986. Endogenous control of adventitious rooting in now – wood. Jackson. MB. New root formation in plants and cuttings. Direct. NE. Martinus Nijhoff Publishers. p. 191-221.
45. JINKS, L. 1995. The effects of propagation environment on the rooting of leafy Cuttings of ash (*Fraxinas excelsior* L), sycamore (*Acer pseudoplatanus* L.), and sweet chestnut (*Castanea sativa* Mill.). New Forests (EE.UU.) 10: p 183 -195.
46. KAINS, M. y MCQUESTEN, L. 1983. Propagation of plants. New York. USA. Orange Judo Publishing Company, INC. 639 p.
47. KAMALUDDIN, M; ALI; M. 1996. Effects of leaf area and auxin on rooting and growth of rooted sten cuttings of neen. New forest (EE.U.U) 12:11:18.
48. KRAMER, J. 1983. Water relations of plants. New York, Academic Press. p. 344-380.

49. LEAKEY, R. R. B., CHAPMAN, V. R., LONGMAN, K. A. 1982. Physiological Studies for tree improvement and conservation. Some factors affecting root initiation in cuttings of *Triplochiton scleroxylon* K. Schum. Forest Ecology and Management.
50. LEAKEY, B; MOHAMMED, R. 1985. The effects of stem length on root initiation in sequential single-node cuttings of *Trplochiton scleroxylum* K. Schum. Journal of horticultural Science (Inglaterra) 60(3):431-437.
51. LEAKEY, B; COUTTS, P. 1989. The dynamics of rooting in *Triplochiton scleroxylon* K. Schum. cuttings: their relation to leaf areas, node position, dry weight accumulation, leaf water potential and carbohydrate composition. Tree Physiology (Can.) 5:135-146.
52. LEAKEY, B, MESÉN F; TCHOUNDJEU, Z; LONGMAN, A; DICK, J; NEWTON, A; MARTIN, A; GRACE, J; MUNRO, C; MUTHOKA, N. 1990. Low technology techniques for the vegetative propagation of tropical trees. Commonwealth Forestry Review 69(3):247-257.
53. LEAKEY, B; MESÉN F. 1991. Métodos de propagación vegetativa en árboles Tropicales: enraizamiento de estacas suculentas. Capítulo 10. In Manual sobre Mejoramiento Genético Forestal con Referencia Especial a América Central.

Cornelius JP, Mesén F, Corea E (eds.), Proyecto Mejoramiento Genético Forestal, CATIE, Turrialba, Costa Rica. pp. 135-153.

54. LEAKEY, B; MESÉN F. 1991. Estrategia de silvicultura para especies forestales tropicales. Capítulo 11. In Manual sobre Mejoramiento Genético Forestal con Referencia Especial a América Central. Cornelius JP, Mesén F, Corea E (eds.), Proyecto Mejoramiento Genético Forestal, CATIE, Turrialba, Costa Rica. pp. 155-170.
55. LEAL, F., HERNÁNDEZ S., VALDERRAMA E Y TROCEL L. 1994. Enraizamiento de estacas de cacao. Memorias del primer congreso venezolano del cacao y su industria.
56. LOACH, K. 1977. Leaf water potential and the rooting of cuttings under mist And polythelene. *Physiologia Plantarum* (Dinamarca) 40: p 191 -197.
57. LOACH, 1978. *Enraizamiento de estacas* dependiendo del estado cavitación.
58. LOACH, K., GAY, A. P. 1979. The light requirements for propagation hardy ornamental species from leafy cuttings. *Scientia Horticulturae* 10: 217-230.

59. LOACH, K 1986 Rooting of cuttings in relación to the propagacion medium combinat proceeding the international plan propagators society,(U,K),v35 p.473-485.

60. LOACH, K. 1988. Controlling environmental conditions to improve adventitious rooting. In: Davis T.D., Haissig B.E. and Sankhla N (eds). Adventitious Root Formation in Cuttings. Portland, EE:UU. BE Dioscorides Press, p. 248-273.

61. LONGMAN, K.A 1993. Rooting cuttis of tropical trees. Tropical Trees:and Planting Manuals. Vol.1. Commonwealth Science Council, London.137p.

62. LOVELL. 1999. Efecto independiente de dos auxinas en el enraizamiento.... Chand, H. M. Pearson y P. Rapid vegetative multiplication in Colocasia esculenta (L) Schott (taro).

63. MACDONALD, B. 1986. Practical woody plant propagation for nursery growers. London. Ed. Batsford. 669 p.

64. MALAWI, 1994. Auxinas y Enraizamiento

65. MANSILLA, D. 2004. Propagación vegetativa mediante estaquillado en especies nativas de los géneros *Mutisia*, *Escallonia* y *Gaultheria*, como

potenciales cultivos. Tesis Ing. Agr. Valdivia, Chile. Universidad Austral de Chile. 68 p.

- 66.** MELCHIOR, H Y QUIJADA, R. 1974. Results of nine year trial son vegetative Propagation of *Bombacopsis quinata* (Jacq.) Dugang by brach setts. *Silvae Genetica* 21: p 164-166.
- 67.** MESÉN, J. F. 1992. Hacia el desarrollo de técnica de silvicultura clonal para el Pequeño finquero. *Chasqui* (Costa Rica) 28: 6-18.
- 68.** MESÉN, J. F. 1993. Vegetative propagation of Central American hardwoods Thesis Ph.D Scotland, University of Edinburgh. P. 231.
- 69.** MESÉN, F. 1993. Vegetative propagation of Central American hardwoods. Thesis Ph.D. Edinburgh, Scotland, University of Edinburgh. Institute of Terrestrial Ecology. 231 p.
- 70.** MESÉN, F; LEAKEY, B; NEWTON, A. 1996. Propagadores de subirrigación. Un sistema simple y económico para la propagación vegetativa de especies forestales. In *Avances en la Producción de Semillas Forestales en América Latina*. Memorias, Salazar R (ed.), Managua, Nicaragua, 16-20 de octubre 1995. pp. 101-110.

71. MESÉN, F; TREJOS, E. 1997. Propagación vegetativa de San Juan (*Vochysia guatemalensis* Donn. Smith) mediante enraizamiento de estacas juveniles. Revista Forestal Centroamericana, 21:19-24.
72. MESÉN, F. 1997. Vegetative propagation of *Cordia alliodora*. Invited Chapter In Boshier DH and Lamb AT (Eds). *Cordia alliodora*, Genetics and Tree Improvement. Tropical Forestry Papers No. 36, Oxford Forestry Institute, Department of Plant Sciences, University of Oxford .
73. MESÉN, F. 1998. Enraizamiento de Estacas Juveniles de Especies Forestales Uso de Propagadores de Subirrigación. Turrialba, Costa Rica. 35 p.
74. MESÉN F, VÍQUEZ E. 2003. Propagación vegetativa de *Bombacopsis quinata*. in: Cordero J y Boshier DH (eds), *Bombacopsis quinata*, un árbol maderable para reforestar, Tropical Forestry Papers 39, Oxford Forestry Institute, Department of Plant Sciences, University of Oxford.
75. MOE, R; ANDERSON, A. S. 1988. Stock plant environment and subsequent Adventitious rooting. In Davis, D. T. Haissing, E. B; Sankhla, N eds. Adventitious root formation in cuttings. Oregon, Dioscorides Press. P 214-234.
76. NEWTON, A.C; Jones, A.C.1993.Characterisation of microclimate of mist and Non-Mist propagation systems. Journal of Horticultura Science,68(3):421-430.

77. NORBERTO, 2007. "Desarrollo de un modelo de evaluación de Efectos de las Auxinas de GUERREIRO TRINDADE Diamantino Tiago, 1999. www.iamz.ciheam.org/.../Tesis%20cum%20maxima%20laude.htm

78. NÚÑEZ, Y. 1997. Propagación vegetativa del Cristóbal (*Platymiscium pinnatum*, Benth); pilón (*Hyeronima alchorneoides*, Allemo) y surá (*Terminalia oblonga*, Ruiz & Pavon) mediante el enraizamiento de estacas juveniles. Tesis Mag. Sc. Turrialba, Costa Rica. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza. 172 p. 68.

79. PEATE, N. 1989. Media for cutting propagation. Washington. U. S. A. The International Plant Propagators Society. 39: p. 71-76.

80. PEREIRA, M. 2003. Propagação via **estacas** apicais, caracterização morfológica y molecular de jabuticabeiras (*Myrciaria spp*). Tese de Doutorado. Piracicaba, SP, Brasil. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz. Universidade de São Paulo.

81. POGGIANI, F; SUITER FILHO, W. 1976. Importance of intermittent misting And the effect of hormone treatment on rooting of Eucalyptus cuttings. Forestry Abstracts, (G.B.) 37 (1): 259.

82. PROYECTO UNAL-OJMT PD, 2007

- 83.**ROCHA, G. 1998. Manual de propagación de plantas. Segunda Edición Editorial Ateneo. Buenos Aires, Argentina. 209 p.
- 84.**ROJAS, G.M. 1972. Fisiología Vegetal. México.
- 85.**ROJAS, S. GARCÍA, J. ALARCÓN, M. 2004 Propagación asexual de plantas conceptos básicos y experiencias con especies amazónicas. CORPOICA / PRONATA / MADR. Colombia. 55 p.
- 86.**SALAS, J. B. 1993. Arboles de Nicaragua. Nicaragua, Managua, Instituto Nicaragüense de Recursos Naturales y del ambientes, IRENA. 390 P.
- 87.**SANDOVAL, A. 1997. Propagación vegetativa de *Eucalyptus globulus* a través del Enraizamiento de estacas. Tesis Ing. Forestal. Facultad de Ciencias Forestales. Universidad de Concepción. 50 p.
- 88.**SANTELICES, R. 1998.Propagación vegetativa del Hualo, (*Nothofagus glauca* (Phil.) Krasser), mediante estacas procedentes de rebrotes de tocón. Tesis Magister en Ciencias Forestales, Mención Manejo Forestal. Escuela de Postgrado. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales. Universidad de Chile. 93 p.

89. SEVILLA, HOLLE, 2004. Recursos Genéticos Vegetales. Primera edición. Edit. Torre Azul SAC. Lima, Perú. 445 p.
90. SNEDECOR, G. W.; COCHRAN, W. G. 1980. Statical methods, 7ed, Iowa, E.E. U.U. Iowa States University Press. S. P.
91. STRASBURGUER, E. 1994. Tratado de botánica. Omega, Barcelona. 1.068 p.
92. TORRES, A. 2003. Relação entre Sazonalidade Desrama e Carboidratos no Crescimento do *Eucalypto* Na propagação Vegetativa por Miniestaquia. Dissertação Mestrado. Piracicaba, SP, Brasil. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz. Universidades de São Paulo. 65 p.
93. VALDÉS, 2001. PDF/AdobeAcrobat enraizamiento de estacas de *Glabra choisy*. Sustancias de reservas y auxinas que en ellas se produce, que en su movimiento.
94. VARGAS BRENES, R. G. 1982. Estudio sobre el enraizamiento de *Eucalyptus Deglupta* Blume. Tesis Mag. Sc. Turrialba. Costa Rica. UCR/CATIE.
95. VARGAS S,G;G ARELLANO.OSTOA y E. García Villanueva 1997 Propagación por estacas con hojas de icaco (*Chrysobalanus icacol*.)Anatomía del enraizamiento.Proc.Interamer.Soc.Trop.Hort.41:264-269.

96. VARGAS, S., G. ARELLANO Y R. SOTO. 1999. Manual de Fruticultura. Principios y Manejo de la producción. Efeito do tratamento de estacas herbáceas de acerola com auxinas (AIB e ANA) em Enraizamiento de estacas de icaco.
97. VIERSKOV, B.; ANDERSEN, A.S.; ERICKSEN, E.N. 1982, Dynamics of extractable Carbohydrates in *Pisum sativum* L. Carbohydrate and nitrogen Content in pea plants and cuttings grown at two different Irradiantces. *Physiologia Plantarum* (Dinamarca) 55: 167-173.
98. VIETEZ Y VIETEZ, 1980, Formato de archivo: PDF/Adobe Acrobat - Promotoras del enraizamiento (auxinas, cofactores, etc.) www.avocadosource.com/papers/Chile_Papers.../GandulfoLuz1983.pdf
99. SALISBURY, F. y ROSS, W. 2000. Fisiología de las Plantas. Ed. Paraninfo.
100. SHARMA. 1991. Influence of regulators and... www.re giberelinas trabajan en Conjunto con las *auxinas* para promover una <<http://www.fw.vt.edu>> (20 enero., E., MONTALDI, E., CASO, O. 1980. . cybertesis.uach.cl/tesis/uach/2006/fab151e/doc/fab151e.pdf.
101. SIVORI 2004. España. 988 p Formato de archivo: PDF/Adobe Acrobat – Les orgánicos, carbohidratos, *auxinas* y otros factores de crecimiento.

- 102.** WEAVER, R. J. 1976. Reguladores del crecimiento de las Plantas en la Agricultura. Editorial Trillas. México. 622 p.
- 103.** WELLS, J. 1979. Plant propagation practices. 14^a printing. New York. USA. Macmillan Publishing co., INC. 344 p.
- 104.** WENDLING, I; XAVIER, A; GOMES, J. M; Pires, I. E; Andrade, H. B. (2000). Propagación Clonal de Híbridos de *Eucalyptus spp*, por Miniestaquilla. Revista Árvor, Vicosa-MG, 24(1):181-186.
- 105.** WILSON, J. 1994. Contributions of the leaves and axillary shoots to rooting In *Eucalyptus grandis* Hill ex maid stem cuttings. Journal of Horticultural Science (Inglaterra) 6(6): 999-1007.
- 106.** WRIGHT, W. 1964. Mejoramiento genético de los árboles forestales. FAO. Estudios de Silvicultura y Productos Forestales. N° 16. 436 p.
- 107.** WWF Perú – Especies. La Caoba. [Fecha de consulta: 20 de noviembre del 2002]. Accesible en: http://www.wwfperu.org.pe/que_hacemos/especies/caoba.htm.
- 108.** XAVIER, A 2002. Silvicultura Clonal I; Principios e Técnicas de Propagación vegetativa. Caderno Didático, UFV, Vicosa-MG, (92):64p.

- 109.** ZOBEL, B. Y TALBERT, J. 1988. Técnicas de mejoramiento genético de árboles forestales. México. Ed. Limusa. 554 p.





XII.-ANEXO

Cuadro 17. Datos promedios de la humedad relativa, intensidad lumínica, temperatura del aire y del sustrato dentro de la cámara de propagación de subirrigación durante 5 días de establecido el ensayo de estacas de *Swietenia macrophylla*.

HORAS	Humedad Relativa (%)	Intensidad Lumínica (Ix)	Temperatura del Aire (°C)	Temperatura del sustrato (°C)
06:00:00 a.m.	88,08	1,80	23,28	21,88
07:00:00 a.m.	88,50	25,60	23,94	22,62
08:00:00 a.m.	87,40	38,80	24,33	24,12
09:00:00 a.m.	85,00	108,80	25,38	25,94
10:00:00 a.m.	79,60	111,60	26,92	27,34
11:00:00 a.m.	72,60	157,00	28,40	29,26
12:00:00 p.m.	66,20	142,60	29,68	31,04
01:00:00 p.m.	71,60	117,60	29,96	30,96
02:00:00 p.m.	74,60	138,60	29,40	29,98
03:00:00 p.m.	72,80	68,60	29,68	31,56
04:00:00 p.m.	72,40	50,80	29,04	30,84
05:00:00 p.m.	80,80	13,60	27,22	29,38
06:00:00 p.m.	85,20	0,80	25,60	27,60

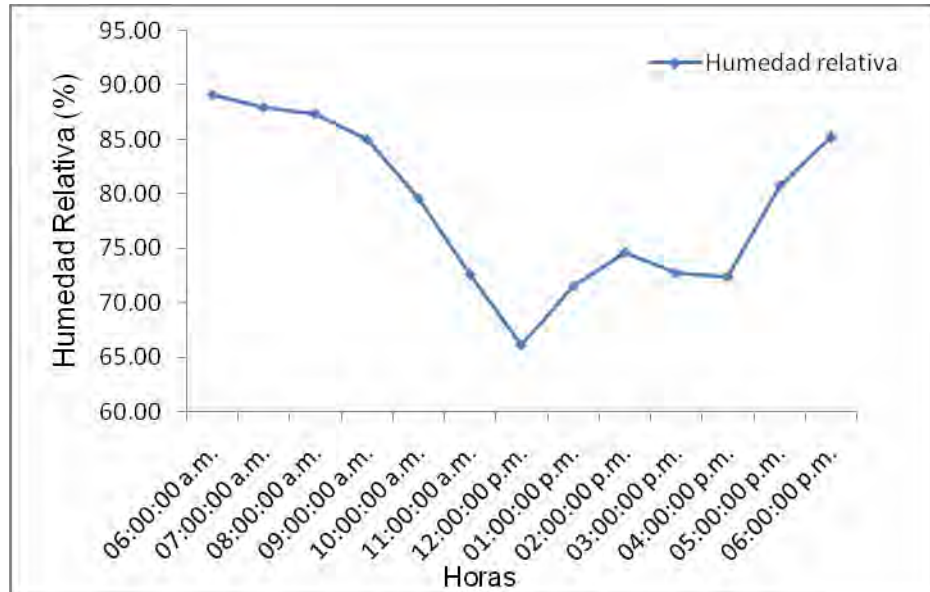


Figura 4. Variaciones en la humedad relativa dentro del propagador de subirrigación por un periodo de cinco días.

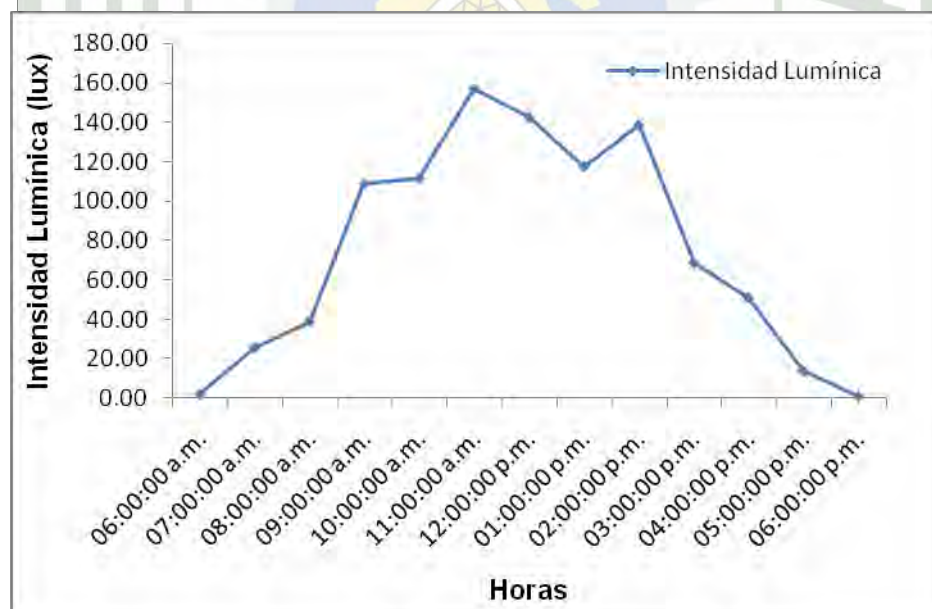


Figura 5. Variaciones en la irradiación (intensidad lumínica) bajo una malla sombreadora de 20% traspaso de luz dentro del propagador de subirrigación por un periodo de cinco días.

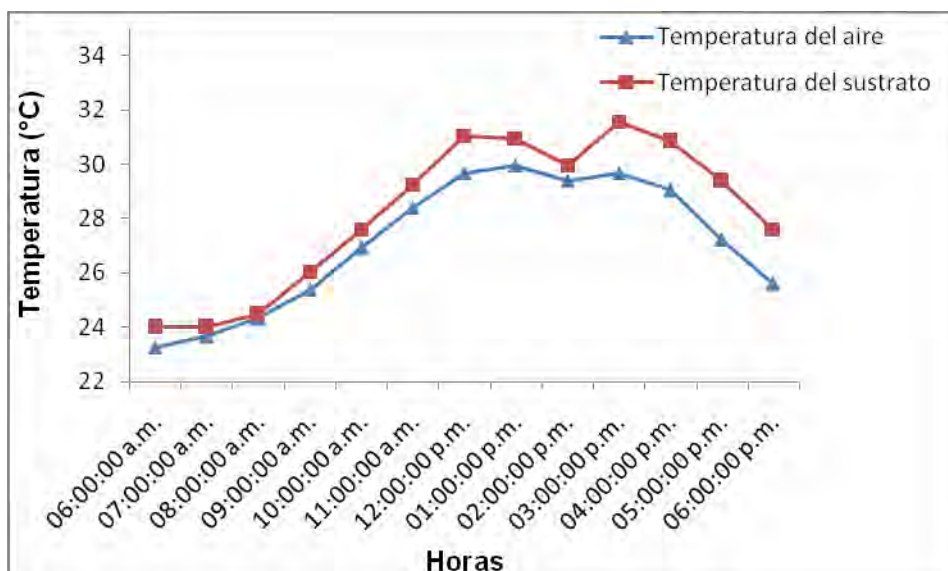


Figura 6. Variaciones en la temperatura del aire y del sustrato bajo una malla sombreadora de 20% traspao de luz dentro del propagador de subirrigación por un periodo de cinco días

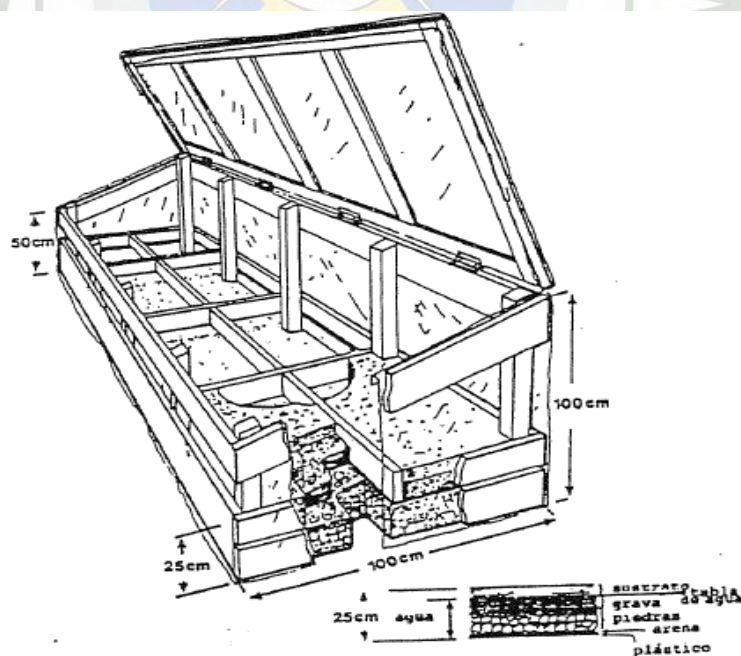


Figura 7. Propagador de subirrigación sencillo y económico que ha probado efectividad en el enraizamiento de estacas juveniles de especies tropicales (LEAKEY ET AL., 1990).



Figura 8. Implementación del propagador de subirrigación



Figura 9. Preparación de estacas de caoba



Figura 10. Tratamiento hormonal de estacas de caoba



Figura 11. Siembra de estacas de caoba en el propagador de subirrigación



Figura 12. Manejo de estacas de caoba en el propagador de subirrigación



Figura 13. Evaluación de longitud de raíz mayor, número de raíces.



Figura 14. Estaca de caoba enraizada a los 60 días.

